DEPARTAMENTO DE ZOOLOGIA
SECRETARIA DA AGRICULTURA DO ESTADO
DE SÃO PAULO

Manual de Coleta e Preparação de Animais Terrestres e de Água Doce

SÃO PAULO
1967

LIVRO DE TAXIDERMIA

CASA DE CAÇA E PESCA

Domicio de Oliveira

DEPARTAMENTO DE ZOOLOGIA
SECRETARIA DA AGRICULTURA DO ESTADO
DE SÃO PAULO

Manual de Coleta e Preparação de Animais Terrestres e de Água Doce

SÃO PAULO
1967

APRESENTAÇÃO

Êste manual foi preparado por uma equipe de zoólogos do Departamento de Zoologia da Secretaria da Agricultura de São Paulo, o sucessor da antiga secção de Zoologia do Museu Paulista nas funções de museu zoológico do Estado.

Em nossa atividade quotidiana somos freqüentemente procurados por pessoas que pelos mais variados motivos, buscam informações sôbre coleta e preparo de animais. Essas consultas sempre começam ou terminam pela pergunta: "Não há um livrinho sôbre isso?". Respondemos pela negativa e, inevitàvelmente, vem a pergunta seguinte: "E por que vocês não fazem um?".

Aqui está êle. Inclui as técnicas usadas para fins científicos e didáticos. O preparo de animais para exposição ficará para outra oportunidade.

No planejamento e execução dêste manual levamos em consideração principalmente que o seu público vai ser variadíssimo. Em todos os graus do ensino, do primário à Univesidade, há estudantes interessados na natureza. Há professores que desejam obter e preparar material para um ensino mais prático e eficiente. Há médicos, botânicos, químicos e etnógrafos que precisam documentar algum aspecto zoológico de seus trabalhos. Há simples curiosos, gente que gostaria de saber um pouco mais acêrca do mundo que os rodeia. Nós mesmos, zoológos, somos público para êste livro, no que êle trata de animais de grupos de que não nos ocupamos diretamente.

Não é possível, no momento, escrever um livro para cada tipo de leitor; um único manual há de servir para todos. Deve então ser completo, contendo desde as técnicas mais refinadas até aquelas ao alcance de um menino de dez ou doze anos passando as férias na fazenda. Deve ser escrito em linguagem que êste menino entenda, mas que não entedie o profissional que venha a recorrer a um dos capítulos.

As técnicas incluídas são as que usamos correntemente no Departamento. Sua origem é variada. Algumas vêm dos começos da Zoologia; outras foram recentemente publicadas; aperfeiçoamentos são sempre sugeridos em conversas com colegas. Disso tudo originou-se um certo tipo de procedimento, que a nossa equipe — sempre viajando e trabalhando muito em conjunto, e preocupada com o crescimento harmônico do Museu — vem adotando, e ensinando aos nossos

COLABORADORES

Encarregaram-se do planejamento e coordenação dêste livro P. E. Vanzolini e Nelson Papavero, sendo o primeiro responsável pela redação final.

Durante tôdas as fases da preparação os biologistas do Departamento foram ouvidos. Da montagem pròpriamente dita do manual participaram: Sergio Antonio Moassab Melhem, Helio Ferraz de Almeida Camargo, P. E. Vanzolini, Heraldo Antonio Britski, Lindolpho Rocha Guimarães, Nelson Papavero, Lauro Travassos Filho, Renato Lion Araujo, Karol Lenko, Persio de Biasi, José Silvio Borges Vieira, Gustavo Schmidt de Mello, José Luiz Moreira Leme e Gertrud Rita Kloss.

Recorremos, para alguns tópicos especiais a Octavio Della Serra, José Carlos Reis de Magalhães, Paulo Nogueira Neto, Claudio Gilberto Froehlich, Vicente do Amaral e Celio M. do Valle, que são amigos e colaboradores chegados da Casa.

Embora cada assunto seja maiormente da responsabilidade de um zoólogo, o entrelaçamento das matérias e a ampla discussão em tôdas as fases do preparo do manual autorizam-nos plenamente a dar-lhe o caráter de obra coletiva, não identificando autores de capítulos ou secções.

Os densenhos são de Rolf Grantsau e Henrique Moisés Canter; as fotografias, de Giro Pastore.

Dos trabalhos, nada fáceis, de datilografia dos originais, encarregaram-se dna. Odette Colombini Silva e, principalmente, dna. Maria de Lourdes Corrêa Bullara.

principiantes. Assim, não há preocupação com a autoria das técnicas, nem damos referências bibliográficas.

Escrevendo êste manual, a equipe do Departamento de Zoologia cumpre uma das finalidades da sua instituição; isto já seria recompensa suficiente pelo trabalho. Esperamos, porém, remuneração muito maior.

Nenhum museu vive apenas dos esforços da sua equipe. A colaboração de outros cientistas, zoólogos ou não, e do público em geral, é indispensável. Ela se manifesta de mil maneiras. Num caso simples, uma pessoa encontra um inseto, que acha esquisito e traz ao Museu. Mesmo que seja uma espécie bem conhecida dos profissionais, se o exemplar estiver em boas condições e puder ser bem rotulado, é uma aquisição útil. Eventualmente tratar-se-á de uma espécie rara.

Num outro caso uma pessoa interessada na zoologia do lugar interiorano ou litorâneo onde viva, ou que frequente, divertir-se-á de forma construtiva preparando coleções, que conservará, doará ou venderá a um Museu; em alguns anos terá realizado um valioso levantamento de sua área, adicionando ao patrimônio científico e economizando aos profissionais muito tempo e dinheiro. Ainda, um etnógrafo ou botânico, em viagem por região interessante, poderá dedicar uma parcela do seu tempo à preparação de exemplares zoológicos.

Armando com êste manual os amadores e cientistas que já colaboram conosco ou com outros museus, e propiciando o aparecimento de novos colaboradores, estaremos criando condições melhores para o nosso próprio trabalho. Por isso vai neste livrinho uma parcela muito grande de interêsse pessoal e muita vontade de melhorá-lo para o futuro. Pedimos a colaboração de quem o use, mandando-nos críticas e sugestões, tanto sôbre os métodos quanto sôbre a sua apresentação. Se mandarem também exemplares bem preparados, melhor ainda.

P. E. Vanzolini

Diretor

SUMÁRIO

1. COMO USAR ÊSTE MANUAL

A nossa meta final é apresentar soluções para todos os casos que o interessado possa encontrar na prática. Se não o conseguirmos nesta edição, em outra será, com o auxílio dos que encontrarem falhas no manual. Pedimos, por isso, para maior eficiência, que êle seja usado da forma que indicamos.

Em cada capítulo é exposta em primeiro lugar a técnica mais perfeita e aconselhável, citando-se depois os procedimentos de emergência, para quando não seja viável o método de escolha. Nosso objetivo é que nenhum exemplar seja perdido e que cada um dêles seja preparado da melhor maneira que as circunstâncias permitam.

Para simplificar a remissão dentro do texto, todos os capítulos (título no meio da página), secções (título na margem esquerda) e sub-secções (título em parágrafo, em negrito) são numerados. Assim, cada unidade é identificada por de um a três números, separados por pontos: 2.3.1. quer dizer capítulo 2, 3.ª secção, 1.ª sub-secção.

As figuras são numeradas no mesmo sistema, mas com referência apenas ao capítulo: 3.5 quer dizer, quinta figura do terceiro capítulo.

Há conceitos e processos que são de aplicação geral a todo e qualquer material zoológico; por exemplo, a rotulagem fundamental, a fixação em formol. Outros refletem e aplicam-se a necessidades de grupos específicos; por exemplo, a fixação dos anfíbios em álcoois de concentração crescente. E há casos intermediários. Para evitar repetições desnecessárias, o material comum a diversos grupos é apresentado em alguns capítulos de generalidades. Recomendamos ao leitor que leia cuidadosamente êsses capítulos gerais, antes de entrar nas minúcias da preparação do bicho que lhe interessa. Nos capí-

tulos especializados, fazemos referência explícita àqueles que servem de base ou que expõem matéria comum.

Também aconselhamos ao leitor que, de vez em quando, dê um repasse, tanto nos assuntos de seu interêsse quanto nos demais.

Finalmente, que procure entender a razão de ser dos métodos apresentados. Assim, irá ajustando aos poucos as técnicas às condições especiais do seu temperamento, habilidade, interêsse e recursos, e tirando cada vez mais prazer de uma tarefa que de si mesma já é muito agradável.

2. GENERALIDADES

Qualquer pessoa pode formar uma boa coleção zoológica. E qualquer animal, ou mesmo, em muitos casos, parte de um animal, pode converter-se num exemplar zoológico digno de integrar uma coleção e de ser usado para pesquisa ou para ensino. É necessário apenas que seja adequadamente preparado e rotulado.

A coleta pode ser intensiva ou ocasional. A preparação e a rotulagem podem ser feitas com diferentes graus de perfeição. Os detalhes variam muito de grupo para grupo, e serão assim discutidos. Alguns princípios gerais, porém, aplicáveis a todos os grupos e situações, são aqui apresentados.

2.1. COLETA

Consideramos dois tipos gerais de coleta: a geral e a específica.

Na coleta geral o colecionador vai explorando sistemàticamente um lugar, prestando atenção a todos os animais que vê e apanhando aquêles para os quais está preparado.

Òbviamente ninguém pode sair ao campo para apanhar de tudo. Por um lado, isto seria impossível, pois o equipamento seria incarregável. Por outro lado, cada coletor tem seu interêsse especial, e dá ênfase a êste. Mas, ao coletar um grupo de animais, encontram-se outros no mesmo ambiente, e é necessário estar preparado. O coletor de aves encontrará freqüentemente mamíferos, cobras e lagartos. O coletor de lagartos, virando troncos caídos, encontrará aranhas, miriápodos e insetos. E assim por diante. A experiência de cada um ditará que equipamento levar e que subprodutos buscar de seu interêsse maior.

A coleta pode ser "específica" em relação a um bicho, a um ambiente ou a uma oportunidade. Quando o coletor sabe que em uma zona há um animal raro ou interessante, deve procurar obtê-lo, mesmo que longe de sua especialidade. Por exemplo, quem fôr ao norte do Pará ou ao Território do Roraima, certamente tentará obter o veado que lá habita e não em qualquer outra parte do Brasil. Quem fôr à região de Ouro Prêto, em Minas Gerais, interessar-se-á pelo **Peripatus** que lá se encontra.

Êsses desideratos especiais dependem de conhecer-se os hábitos dos bichos. Às vêzes é possível ao próprio coletor buscá-los. Outras vêzes vale a pena encomendar à gente da região.

Na realidade, caçadores locais são indispensáveis na coleta de muitos grupos, especialmente de vertebrados. O importante é certificar-se de que se trata de pessoa realmente idônea e competente. Freqüentemente compensa dispôr-se de equipamento extra (armas, tralha de pesca, etc.) para equipar os elementos locais.

Também sempre compensa a compra generalizada de bichos, especialmente da molecada.

O ponto essencial no lidar com coletores locais, especializados ou não, é a correção no trato. Tôdas as condições do negócio devem ser bem explícitas — como se querem os bichos (vivos ou, se mortos, não mutilados), em que quantidade, e por que preço. Êste deve variar de justo para generoso; por um lado, esta atitude compensa em volume e quantidade de material e, por outro, não há coisa mais desprezível que aproveitar-se do atraso do interior para conseguir boas peças por preços ínfimos, ou a trôço de remédios.

Quando se conhecem bem as condições de uma região, pode-se levar material de troca — sempre estimando seu valor com correção e nunca com base na pobreza ou ignorância da zona. Balas de carabina calibre 22, no Brasil Central, açúcar e medalhinhas, no litoral Sul, pano estampado, em todo o sertão, são boa moeda para ambas as partes. Mas, em região desconhecida, é grande o risco de se levar algo que ninguém queira.

Quando se faz a compra a dinheiro, êste deve ir bem trocado, pois é comum uma expedição esgotar a capacidade de trôco de um lugarejo interiorano.

A coleta pode também ser específica em relação a um ambinte, mais ou menos amplo (Capítulo 15). Por exemplo, se estivermos trabalhando em uma região de cerrado e encontrarmos um capão de mato isolado, êste deve ser penteado com pente fino — e o material devidamente rotulado. Se na área exitir uma caverna, esta merecerá atenção especial.

Isto se aplica também a microambientes. As bromélias (gravatás), do chão ou epífitas, o folhiço do chão da floresta, os cascalhos e lamas do fundo de riachos, os troncos podres, caídos ou não, as poças dágua efêmeras ou permanentes, e inúmeros outros ambientes especiais abrigam uma fauna peculiar, merecedora de tôda a atenção.

Finalmente, há oportunidades especiais de coleta que não devem ser negligenciadas. Uma derrubada na floresta oferece ocasião ímpar para coletar a fauna da copa das árvores altas, no geral inacessível. Uma queimada no campo põe a correr inúmeros animais difíceis de pegar, além de atrair outros. O refugo de um arrastão da rêde é uma mina de exemplares. São mil e uma oportunidade inesperadas para as quais o coletor deve estar sempre alerta — e consciente dos problemas de preparação.

2.2. SÉRIES

Freqüentemente nos perguntam por que coletamos e conservamos mais de um exemplar de cada espécie. A resposta é simples, mas muito importante. Se examinarmos uma série de animais do mesmo lugar, veremos que êles apresentam diferenças entre si; as diferenças entre animais de localidades diversas são freqüentemente ainda mais acentuadas. O estudo dessas variações é uma das partes mais importantes da Zoologia. Quando os animais são sociais, como abelhas, formigas, cupins, são necessárias boas amostras de cada ninho encontrado, para comparação.

Por isso, o estudo de um animal exige que se disponha de material de muitas localidades, representando tôda a sua área de dispersão geográfica, e séries tão boas quanto possível de cada localidade.

O que constitui uma boa série? Em princípio, deve-se coletar de cada espécie tantos indivíduos quantos seja possível conservar e transportar em boas condições e sem prejuízo do resto da coleta. Se se tiver de restringir o número de

exemplares, devem-se incluir bichos de todos os tamanhos e côres, não selecionando os maiores nem os mais "bonitos". O melhor tipo de amostra é a colhida "ao acaso", ou seja, sem escolha nenhuma.

O que nunca se deve fazer é deixar a quantidade prejudicar a qualidade. No caso de bichos fixados em álcool, especialmente, não se deve transgredir as regras da fixação (2.3.1).

2.3. PREPARAÇÃO

Chamamos neste manual "preparação" ao conjunto de operações que permitem que um exemplar seja guardado indefinidamente numa coleção, sem se estragar e conservando ao máximo as características do animal vivo ou, pelo menos, aquelas que são necessárias ao seu estudo científico.

Há dois grandes tipos de métodos de preparação: por via sêca e por via úmida.

Por via sêca promove-se o dessecamento do bicho, de maneira que não se encarquilhe nem seja atacado por insetos ou mofos. Muitos grupos de animais são preparados desta maneira: insetos, mamíferos, aves, etc. Êstes métodos serão discutidos em secções posteriores.

Na preparação por via úmida utilizam-se líquidos fixadores e conservadores.

O fixador prepara os tecidos do bicho para a conservação permanente. Muitas vêzes o fixador é utilizado também para matar o bicho, mas isto nem sempre é o caso, e não se deve perder de vista que "matar" e "fixar" são duas operações distintas. O principal fixador que se usa é o formol; em certos casos o álcool, ou fixadores especiais.

No caso do conservador dá-se o contrário: o principal é o álcool, usando-se às vêzes o formol ou líquidos especiais. Alguns bichos, como insetos, aranhas, etc., são colocados diretamente no álcool e aí conservados. Outros, como peças para anatomia, são fixados e conservados em formol.

2.3.1. Regras essenciais da fixação. As regras essenciais da fixação são duas. A primeira é que o volume de fixador dentro do recipiente seja maior que o volume dos animais a

fixar. A segunda é que tôdas as partes do animal sejam banhadas pelo fixador. Assim, colocar material demais em um vidro, é arriscar-se a perder tudo; colocar um bicho à fôrça dentro de um recipiente, é arriscar-se a que as partes forçadas contra a parede não se fixem.

Durante a fixação convém examinar periòdicamente o seu andamento. No fim das primeiras 6 horas, os exemplares devem ser cuidadosamente inspecionados; depois disso, cada 12 horas. Esta providência só é dispensável no caso de bichos pequenos, colocados em vidros claros, com bastante excesso de fixador.

2.3.2. **Injeção.** Animais de paredes corporais espêssas (p. ex., um mamífero ou ave de qualquer tamanho, um lagarto de 10 cm, fora a cauda) devem ser injetados com o fixador. A injeção se faz nas cavidades gerais (abdômen e tórax) e, segundo as necessidades, nas massas musculares maiores. Êste item será discutido em detalhes nos diversos capítulos.

2.3.3. Formol. O formol do comércio é uma solução saturada de aldeído fórmico (que é um gás) em água; contém 40% do aldeído. Consideramos essa solução como sendo **formol puro** e referimos tôdas as diluições a ela. Assim, o nosso formol a 10% compõe-se de 9 partes de água e uma de formol do comércio.

Usa-se o formol em diluições que vão desde 4%, para animais muito aquosos e delicados, até 10%, a solução de uso mais geral.

Não existe nenhum meio prático de dosar o formol fora de um laboratório químico, de maneira que convém ter sempre formol novo e de boa marca, para certeza da concentração. No comêço de uma viagem prepara-se uma quantidade relativamente pequena, e experimenta-se fixando alguns bichos. Uma boa concentração de formol enrijece os tecidos em 6 a 12 horas, sem os tornar demasiado duros, quebradiços, ou encarquilhados.

O formol envelhecido à luz contém ácido fórmico, que descalcifica aos poucos os ossos dos exemplares pequenos. Uns pedaços de mármore ou qualquer pedra calcárea corrigem fàcilmente êsse defeito.

Para fixar no formol nem sempre é necessário mergulhar as peças. Animais prèviamente in etados e mantidos numa atmosfera saturada de formol e un.idade (p. ex., embrulhados em panos umedecidos com a droga) fixam-se muito bem.

2.3.4. Inconvenientes do formol. O formol tem alguns inconvenientes para quem o usa em grande quantidade e intensivamente. Em primeiro lugar, irrita muito as mucosas. O preparador que lida com êle está sempre chorando e de nariz escorrendo.

Como excelente fixador que é, mata a camada mais externa da pele das mãos; estas ficam grossas, sem tacto e, suspenso o contacto com a droga, descascam de maneira desagradável.

Qualquer pequeno corte ou arranhadura, mesmo aquêles de que o portador nem desconfia, em contacto com o formol arde infernalmente e, a seguir, ulcera.

Para todos êsses inconvenientes do formol, que na realidade não são graves, não há remédio senão paciência. O uso de luvas de borracha protege a pele, mas também tem suas desvantagens: as mãos suam muito, as luvas se rasgam fàcilmente e, lidando-se com recipientes grandes, freqüentemente o formol entra por cima dos punhos, anulando tôdas as precauções.

Resumindo: o formol é aborrecido, mas indispensável, e deve ser encarado com paciência.

2.3.5. Desgaste do formol. Com o uso, o formol vai-se enfraquecendo e acumulando sujeira. Especialmente daninhos são o muco de peixes e anfíbios e o sangue.

É conveniente coar o formol em uso cada 48 horas, ou quando necessário, através de um pedaço de pano (algodãozinho alvejado) dobrado em dois.

Quando a fixação começa a ficar òbviamente mais lenta, sabe-se que a concentração do formol baixou demasiado. Pode-

se então adicionar mais formol puro, ou jogar a solução fora e preparar uma nova. A segunda medida é a melhor, pois é difícil graduar a adição de mais formol para voltar à concentração desejada. Por isso deve-se sempre levar boa quantidade de formol ao campo.

2.3.6. Álcool. O álcool do comércio vem em duas concentrações: 42° (a mais comum) e 36°. O álcool 42° corresponde a 96%, o 36° a 85%.

Para conservação usa-se em geral álcool a 70%. Quando se tem certeza da concentração do álcool comprado, pode-se preparar a diluição desejada simplesmente juntando água (vide abaixo). No entanto, às vêzes, o álcool que se compra é "batizado" com água. Outras vêzes, em lugares muito úmidos, êle absorve água da atmosfera e se rebaixa. É necessário ter um alcoômetro (fig. 2.1), aparelho que indica diretamente a concentração.

Os alcoômetros do comércio são aparelhos de vidro, frágeis e compridos, que se quebram fàcilmente. Deve-se, por isso, construir um aparelhinho rústico e cômodo, do tipo "Brandão", para uso no campo. Um tubinho qualquer de plástico rígido, de uns 10-12 cm de comprimento, é colocado no álcool a 70% e cheio de chumbo em grão ou de areia até afundar uns 3/4 ou pouco mais. Marca-se com uma serrinha a linha de flutuação e fecha-se, com um alicate aquecido, a ponta aberta (fig. 2.2). Fica-se com um alcoômetro inquebrável, que marca a concentração que realmente interessa, ou seja, 70%.

Para diluir um álcool de concentração conhecida pode-se usar a seguinte regra empírica: toma-se um número de centímetros cúbicos igual á concentração que se quer; junta-se água até um número de centímetros cúbicos igual à concentração inicial. Assim, para preparar álcool a 70% a partir de álcool a 96%, tomam-se 70 centímetros cúbicos dêste e juntam-se 26 centímetros cúbicos de água.

2.3.7. Fixador de Bouin. Quando se queira utilizar o material para estudos histológicos, ou de anatomia fina, feitos em cortes, é preferível o fixador de Bouin:

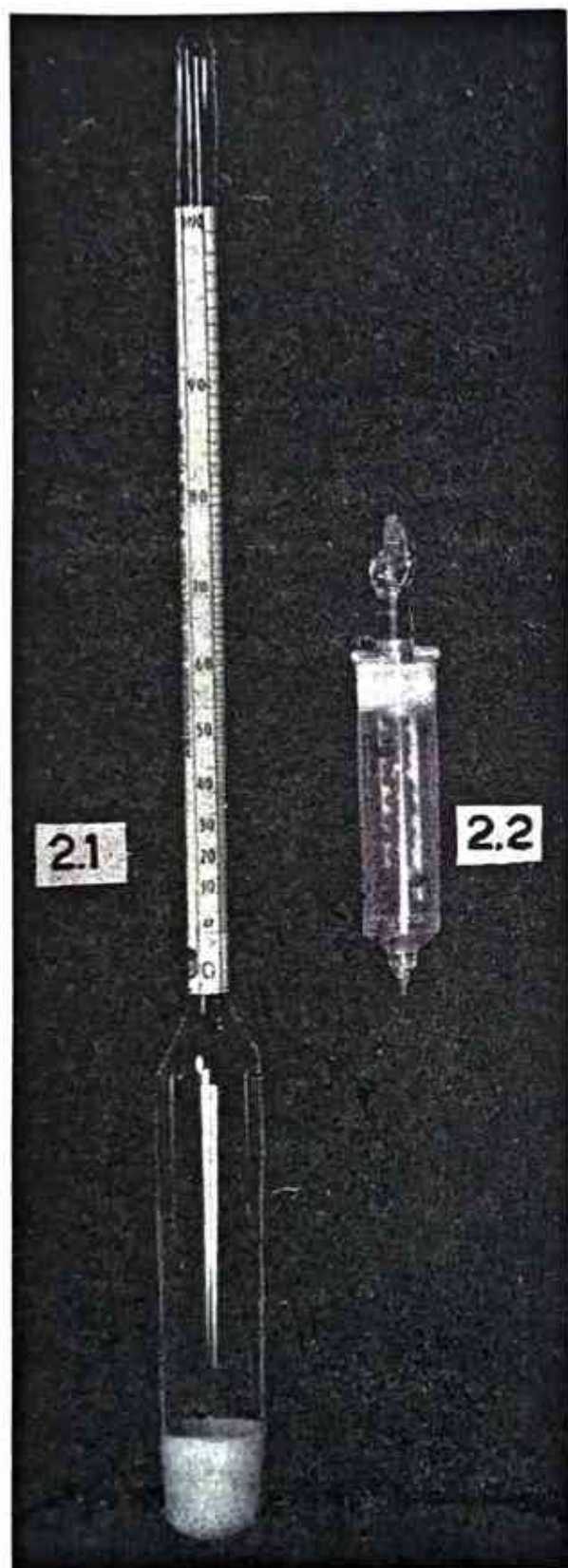



Fig. 2.1: alcoômetro tradicional; fig. 2.2: alcoômetro tipo "Brandão"

A — Ácido pícrico (sol. saturada) 15 cm^3
Formol 5 cm^3

B — Ácido acético glacial 1 cm^3

Misturar no momento de usar.

2.3.8. Vasilhame. A preparação por via úmida exige vasilhame para levar os líquidos ao campo e para conter os animais durante a fixação e de volta ao laboratório.

Para levar formol, recipientes de plástico são ótimos. Para levar álcool, porém, são perigosos pois não se encontra fàcilmente na praça nenhum tipo de plástico que realmente aguente o álcool. Depois de um certo tempo, geralmente racham. Garrafões (de vinho) de 3 ou 5 litros, com berço de palha, são a solução presente; também servem para o formol.

Para fixar são necessários recipientes de todos os tamanhos. Bichos pequenos vão em vidros pequenos, preferìvelmente de tampa plástica (fig. 2.3). Bichos maiores òbviamente pedem

Fig. 2.3: vidros com tampa plástica.

recipientes grandes. Como o formol ataca os metais e acaba por furar recipientes metálicos — que apresentam também o inconveniente do pêso — são preferíveis recipientes de plástico. Há camburões de plástico, destinados ao transporte de leite, que são esplêndidos para o trabalho zoológico (fig. 2.4). Usamos 2 tipos: de 5 litros, com bôca de 12,5 cm; de 40 ou 50 litros, com bôca de 20 cm.

Para trazer o material pequeno conservado em via úmida,

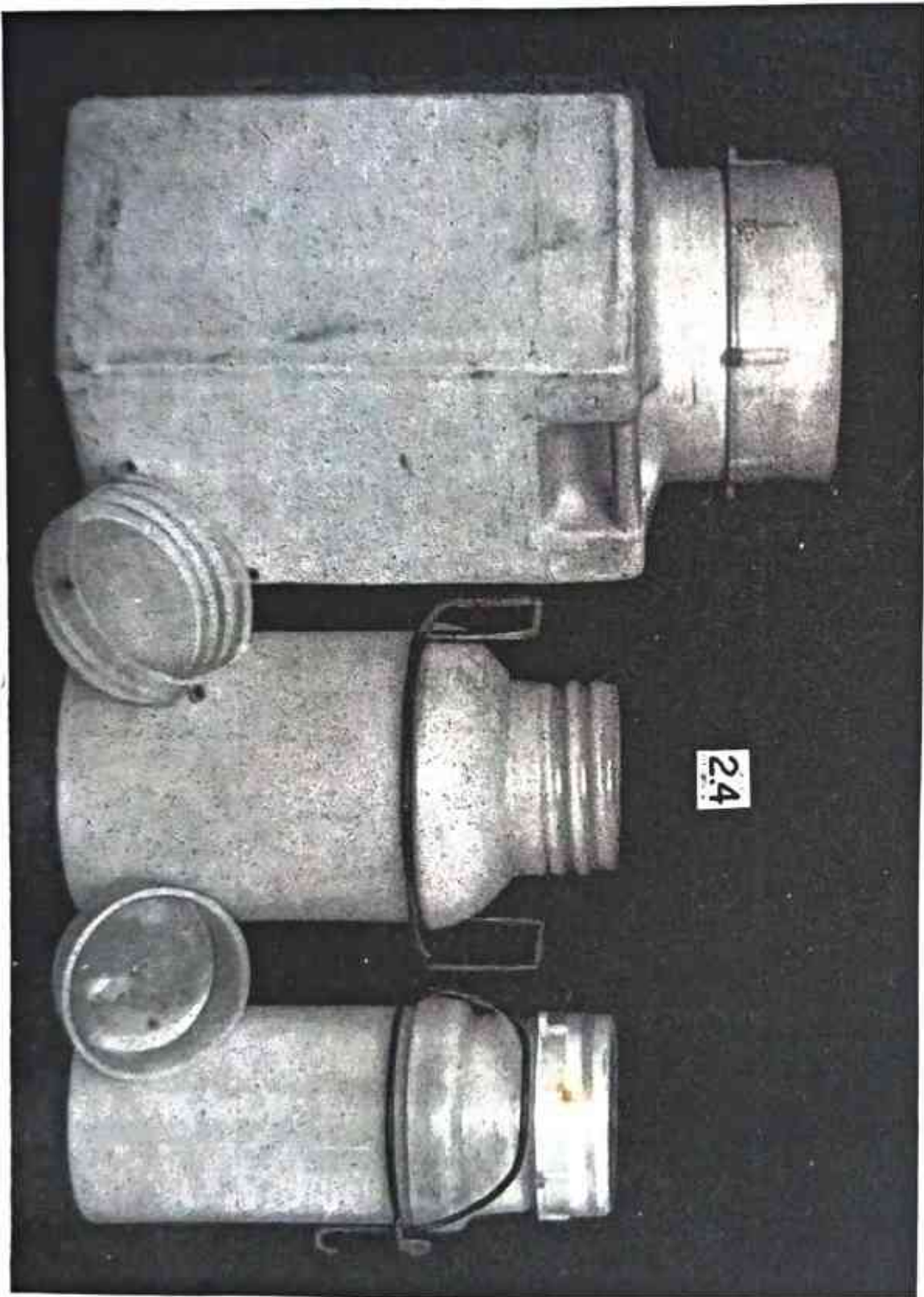



Fig. 2.4: camburões de plástico.

usam-se os mesmos vidros em que foram fixados, mudando o líquido se fôr o caso. Exemplares maiores não precisam vir imersos em líquido. Os mais resistentes podem ser simplesmente colocados em sacos pláticos de tamanho conveniente e assim trazidos. A parte livre do saco de plástico é torcida, dobrada e fechada com 2 elásticos, tipo de papelaria. Ao comprar sacos plásticos, é necessário verificar bem as soldas, pois qualquer pequeno vasamento pode ser muito incômodo.

Muitos animais podem ser colocados em latas, entre camadas de panos umedecidos de formol. Latas de biscoito de 20 quilos, com tampa de pressão, são as melhores. Convém parafiná-las por dentro, para evitar a corrosão pelo formol. Para isso, esquenta-se prèviamente a lata e pinta-se por dentro com uma boneca de algodão embebida em parafina derretida. Na falta de parafina, velas dão bom resultado. Devem ser bem revestidas as costuras e os cantos das latas.

As latas com tampa de pressão não precisam ser vedadas. Aquelas cuja tampa se ajusta sôbre os lados devem ser vedadas com tiras de esparadrapo, sem economia.

Na falta de latas com tampa, pode-se usar latas vazias de gasolina. Estas devem ser abertas com cuidado, para que se possa depois refazer e soldar a tampa. Com um bom abridor de lata ou facão afiado abrem-se 2 lados adjacentes do tôpo, cortando bem reto e bem rente à beirada, e dobra-se para cima a meia-tampa assim formada. Uma vez cheia a lata, desentorta-se com cuidado a tampa, faz-se chegar até os lados e solda-se.

Para tirar o cheiro de gasolina, lava-se bem a lata com um pouco (meio copo) de álcool, fazendo-o escorrer bem por tôda a superfície interna da lata. Esgota-se bem o álcool e joga-se, com prudência, um fósforo aceso dentro da lata.

Na falta de pano para separar as camadas de animais, capim serve.

Latas bem parafinadas e bem soldadas podem ser despachadas, sem receio, por trem, caminhão ou avião, especialmente se encaixotadas.

Os bichos grandes devem vir nos mesmos camburões em que foram fixados.

2.4. ROTULAGEM

Para o aproveitamento científico de um animal, certos

dados sôbre êle são indispensáveis. Alguns dêsses dados vão em um rótulo, ou em uma etiquêta, que acompanham o exemplar; outros em um livro de campo.

Chamamos aqui, para melhor clareza, "rótulo", um pedaço de papel com dados escritos que acompanha o animal ou animais sem estar prêso a êles. "Etiquêta" é algo que se amarra ao bicho ou (no caso dos insetos), se prende ao seu alfinête. Na prática ninguém se preocupa com essa distinção. A etiquêta pode ser simplesmente numérica ou trazer dados escritos. No que segue, o que dizemos do rótulo aplica-se também à etiquêta escrita. A etiquêta puramente numérica é um caso particular, discutido à parte.

Os três dados básicos do rótulo são: o lugar onde foi apanhado o bicho, a data da captura e o nome do coletor.

2.4.1. Localidade. A indicação do lugar da captura deve permitir que êle seja reconhecido sem sombra de dúvida. O nome do lugar e do estado são indispensáveis. Nas regiões mais adiantadas do País deve-se dar também o município. No sertão, porém, onde os enormes municípios têm pouco sentido, e serão em breve subdivididos, é mais certo dar a posição em relação a um rio, cachoeira, lagoa, serra, ou outro acidente geográfico permanente. Às vêzes trata-se de uma fazenda, ou de um acampamento sem nome. Deve-se, nesses casos, dar a distância aproximada e a direção de uma localidade identificável. Por exemplo: "Fazenda Caetetu, ca. 8 km S Prazeres, mun. Dores, RS". Isto quer dizer que a Fazenda Caetetu fica a cêrca de 8 quilômetros ao sul de uma vila chamada Prazeres, no município de Dores, Estado do Rio Grande do Sul.

As abreviaturas usadas pelos Correios para os Estados e Territórios são as seguintes:

Acre	AC
Alagoas	AL
Amapá	AP
Amazonas	AM
Bahia	BA
Ceará	CE
Distrito Federal	DF
Espírito Santo	ES
Fernando de Noronha	FN
Goiás	GO
Guanabara	GB

Maranhão	MA
Mato Grosso	MT
Minas Gerais	MG
Pará	PA
Paraíba	PB
Paraná	PR
Pernambuco	PE
Piauí	PI
Rio de Janeiro	RJ
Rio Grande do Norte	RN
Rio Grande do Sul	RS
Rondônia	RO
Roraima (ant. R. Branco)	RR
Santa Catarina	SC
São Paulo	SP
Sergipe	SE

Na prática, muitos usam, sem inconveniente, a segunda letra minúscula, quando o nome do Estado é uma palavra só (Ac, Al, etc.), conservando a maiúscula no caso de duas palavras (MG, SC, etc.). No caso do Rio Grande do Sul e do Norte, usam-se, por mais mnemônicos, RGS e RGN. Tratando-se do Distrito Federal, é conveniente juntar sempre "Brasília", ou a localidade exata, para evitar confusões com o atual estado da Guanabara.

2.4.2. Coletor. O nome do colecionador deve também ser escrito de maneira inconfundível. Não só se garante assim o crédito pelo trabalho, mas facilita-se a consecução, mais tarde, de dados adicionais, fornecidos pelo coletor em pessoa, ou tirados de suas notas, trabalhos publicados ou mesmo biografia.

Para evitar confusões (pois muitos lugares têm nomes de pessoas, e pessoas nomes de plantas ou coisas), indica-se que o nome corresponde ao coletor pelas abreviaturas "col." ou "leg." (do latim **legit**, que quer dizer "colecionou").

No caso de grupos grandes ou expedições, o crédito deve ser coletivo. Nós usamos "Exp. DZ" (Expedição do Departamento de Zoologia), e os dados referentes a tôdas as nossas excursões estão devidamente arquivados e acessíveis à consulta.

Mesmo exemplares comprados devem ser levados à conta do coletor ou expedição, pois fica assim garantido seu"pedigree".

2.4.3. Data. No caso mais simples é dado o dia exato,

mês e ano. Por exemplo, 23.XII.1964 ou 23 Dez. 1964. Para evitar confusões, o mês não deve ser abreviado em algarismos arábicos, mas sim em letras ou algarismos romanos. Também convém dar o ano por inteiro: 1964 e não 964 nem 64.

Às vêzes não se tem o dia exato. É freqüente, por exemplo, juntar-se todo o material de uma localidade, especialmente quando a permanência é curta ou o trabalho demasiado; dá-se então o primeiro e o último da estada: p. ex., 1-10.XI.1964, ou seja, de 1.º a 10 novembro de 1964.

2.4.4. **Outros dados.** Outros dados podem ser incluídos no rótulo. Um é a altitude do lugar, quando bem conhecida. Freqüentemente se incluem dados ecológicos do bicho: onde ou como foi pêgo ("no cerrado", "na mata virgem", "sôbre goiabeira", "sôbre **Araucaria**", ou "à noite, na luz", etc.). Êste tipo de dado só deve ser incluído quando haja absoluta certeza: falta de informação é melhor que informação errônea. Por exemplo, quem não estiver bem a par das diferenças entre capoeira e cerrado, não escreva nada. Os dados de interêsse variam de grupo para grupo e serão assim discutidos.

Ainda se pode (em certos casos é indispensável) incluir no rótulo elementos tirados do bicho fresco e que se prejudicam com a conservação: medidas de mamíferos, de cobras grandes e jacarés taxidermizados; côr dos olhos e partes nuas de aves; côr de anfíbios e de certos insetos; etc. Êstes casos também serão discutidos nos respectivos capítulos.

Tradicionalmente utilizam-se os seguintes sinais gráficos para sexos e castas:

macho	♂
fêmea	♀
operária	☿
soldado	♃
hermafrodita	⚥

2.4.5. Material para rotulagem. Não é fácil conseguir papel adequado para rótulos e para etiquêtas em que se deseje escrever. No caso de peças sêcas, qualquer bom papel encorpado serve. Para uso em líquidos, porém, é necessário escolher um bom papel de linho e experimentá-lo prèviamente. A maioria dos papéis correntes desmancha-se ou rasga fàcilmente no álcool ou no formol. Papel vegetal de boa marca e encorpado é preferido por muitos.

Para escrever, o ideal é tinta nanquim. Esta deve ser da melhor qualidade possível, para secar ràpidamente e não borrar no líquido. Deve-se testar prèviamente quanto tempo a tinta leva para secar. Para esta experiência usa-se álcool, que é o melhor solvente — a tinta que aguentar o álcool aguenta melhor ainda o formol.

Existem canetas-tinteiro especiais para tinta nanquim, que são excelentes, escrevendo melhor que as penas tradicionais, não borrando e evitando os riscos de derramar o tinteiro.

Na falta de tinta nanquim deve-se usar um lápis mole (n.º 1 ou 2, ou B), e escrever calcando.

2.4.6. Números. Às vêzes o rótulo ou a etiquêta trazem ùnicamente um número de série. Isso se dá principalmente no caso de bichos preservados em meio líquido, e é feito por duas razões. Uma é que desejamos registrar mais dados do que caberia no rótulo. Outra é que às vêzes é necessário ou conveniente misturar animais de várias apanhas, e não se dispõe de boas etiquêtas para escrever e amarrar no bicho.

Outras vêzes, ainda, um material vem em várias partes; por exemplo, um couro de veado, seu crânio, algumas pulgas e piolhos e alguns vermes apanhados nêle. A única coisa que permite manter a conexão entre tôdas essas partes do mesmo material é um número de campo.

O número pode ser escrito no rótulo, indicando que há notas em um caderno, ou que há outras partes do mesmo material. Ou pode ser uma simples etiquêta, juntada a um lote ou amarrada num exemplar. Devemos aqui discutir duas coisas: que seriação de números usar e que material empregar para as etiquêtas.

Um colecionador que trabalhe sempre sòzinho pode usar uma série começando em 1 e progredindo indefinidamente. Nos seus cadernos de notas estará sempre a chave da numeração.

Em outras situações é preciso tomar cuidado, para que a numeração de campo não seja confundida com a das coleções e para que o mesmo número não corresponda a dois materiais diferentes, causando confusão.

Se tivermos etiquêtas de fibra ou de outra substância que aceite bem a tinta nanquim, a especificação não fica difícil, pois podemos colocar nelas tôda a informação necessária. No Brasil isto é pràticamente inviável. Temos que recorrer a etiquêtas numeradas, preparadas com antecedência.

Para evitar ambiguidades, uma primeira alternativa é colocar um símbolo que identifique a viagem ou ocasião de coleta. Por exemplo, uma etiquêta de uma viagem ao Maranhão em 1955 conteria os dizeres "Ma 1955". Uma segunda alternativa é usar um número de 6 algarismos, dos quais os 2 primeiros são a dezena do ano e os demais os números em seqüência. Assim o primeiro bicho apanhado em 1964 receberia a etiquêta 640001, o segundo 640002, o milésimo 641000, e assim por diante. Como não há no Brasil coleção nenhuma numerada nas centenas de milhar, não há perigo de confusão com etiquêtas de coleção.

2.4.7. Material para etiquêtas. Quanto ao material das etiquêtas, há 3 tipos: fibra (muito difícil de arranjar, mas o ideal), estanho e cadarço.

A etiquêta de fibra pode ser prèviamente impressa ou preenchida a nanquim.

O estanho puro não é atacado pelo formol nem pelo álcool. As impurezas, porém, são comuns, e costumam causar defeitos graves. Os algarismos e, eventualmente, letras, devem ser estampados com cunhos de metal, o que é trabalhoso.

A etiquêta de cadarço é estampada com carimbo numerador, usando tinta de imprensa. Prefere-se cadarço branco grosso, de trama apertada, de cêrca de 1,5 cm de largura. O único defeito destas etiquêtas é que, no álcool, se enrolam, dificultando a leitura. Mas, para uso no campo, êste defeito é de mínima importância.

Nós usamos e recomendamos a etiquêta de cadarço, com números de 6 algarismos, os 2 primeiros referentes ao ano corrente (fig. 2.5).

Para material sêco ou, em emergências, para úmido, podem-se usar etiquêtas de papel. O importante é que o fio que

prende a etiquêta não dilacere o papel (figs. 2.6 e 2.7). Papel vegetal grosso constitui um bom material.

2.5. CADERNOS DE CAMPO

Há três tipos principais de observações de campo que são registrados em cadernos: o diário de viagem, o catálogo numérico do material coletado e o registro das observações sôbre bichos e lugares.

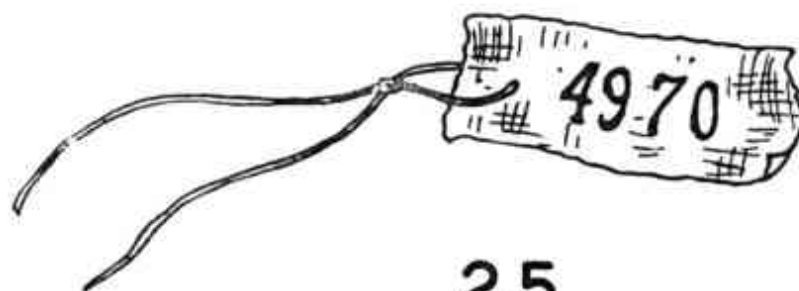
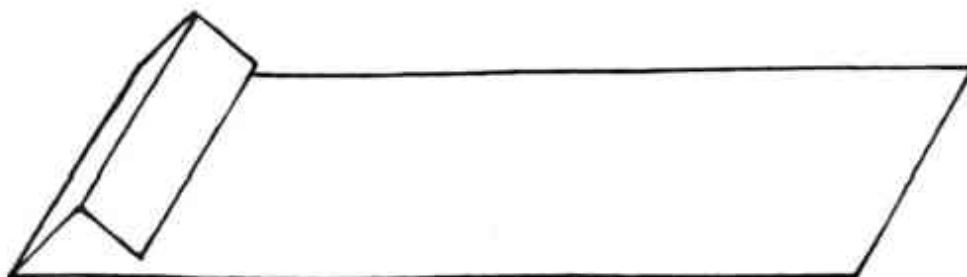
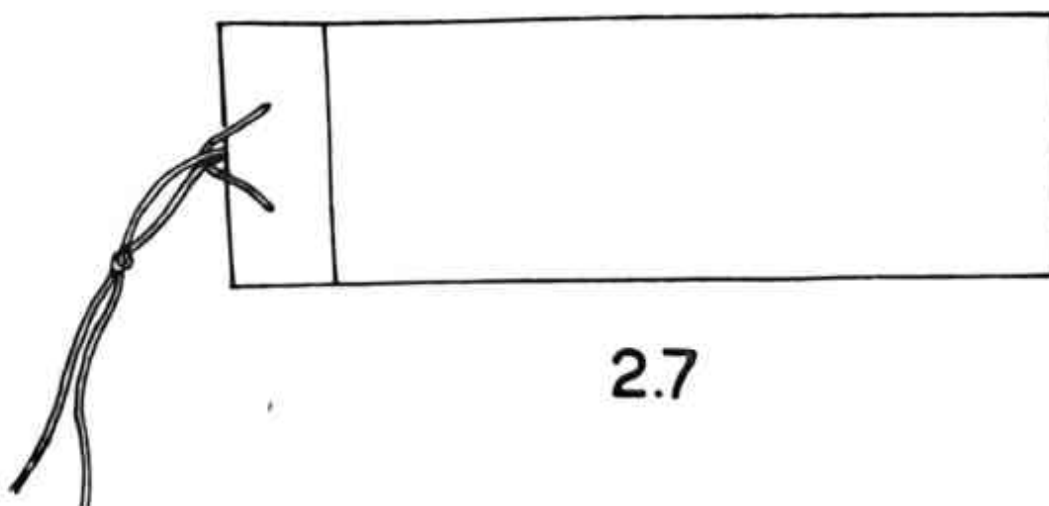



Fig. 2.5: etiquêta de cadarço; figs. 2.6 e 2.7: etapas do preparo da etiquêta de papel.

É melhor manter essas três coisas separadas, ou, no máximo, redigir as observações dentro do diário.

O diário registra os incidentes científicos e humanos da viagem. Cada qual lhe dá as feições que o seu temperamento dita; são, contudo, indispensáveis, a identificação cuidadosa dos lugares visitados, com uma descrição fisionômica e ecológica, e uma menção dos exemplares coletados cada dia, principalmente os bichos notáveis por qualquer motivo.

O catálogo numérico deve trazer, para cada número, a informação tôda discutida no caso dos rótulos (2.4).

Nas observações sôbre bichos é necessário identificar bem as circunstâncias: lugar, dia, hora do dia, condições atmosféricas, etc. É também indispensável ligar a observação ao exemplar observado, por meio do número.

3. VERTEBRADOS: GENERALIDADES

A preparação de vertebrados apresenta uma série de aspectos em comum, que são discutidos aqui. Trata-se dos cuidados preliminares e dos conceitos gerais, da taxidermia, da preparação de esqueletos e do embalsamamento.

3.1. CUIDADOS PRELIMINARES

Antes de qualquer tratamento, as peças devem ser cuidadosamente limpas. Sangue, secreções e sujeira em geral, se não removidos imediatamente, podem vir a causar danos permanentes.

Água, se necessário com sabão, e uma escovinha macia ou pincel, resolvem a maioria dos casos. O sangue sêco pode ser tirado com pente ou escova dura (de unhas).

Antes de iniciar a preparação, tomam-se as notas adequadas a cada caso, discutidas nos respectivos capítulos.

Também antes do início da preparação verifica-se a presença de parasitos externos (ectoparasitos), assunto do capítulo 12.

Tôdas as vêzes que fôr necessário deixar peças para serem tratadas no dia seguinte, devem ser tomadas precauções contra ratos e outros animais daninhos. Uma boa maneira é colocar os animais sôbre uma tábua e pendurar esta no fôrro com barbantes. Se houver formigas, umedecem-se os barbantes com formol ou querozene.

3.2 TAXIDERMIA EM GERAL

A taxidermia consiste na preparação da pele de um animal para estudo científico ou exibição. Qualquer que seja o

animal, o método ou a finalidade da taxidermização, os princípios seguintes são válidos.

Tôdas as partes moles devem ser retiradas, ou seja, a pele deve ser completamente isolada, só se admitindo a que fica aderida diretamente a osso. A esta operação chamamos "escalpelação".

Durante a escalpelação se deve evitar que a pele seja manchada com sangue, excrementos, secreções, etc. Para isso tomam-se as seguintes precauções: a) não se inicia a taxidermia antes de decorridas umas 2 horas da morte do animal, a fim de que o sangue coagule; b) os orifícios naturais são tapados com algodão; c) evita-se abrir a cavidade abdominal, respeitando cuidadosamente a sua parede; d) quando necessário, durante o preparo, seca-se periòdicamente o bicho com fubá de milho ou serragem, que absorvem os líquidos e são depois removidos fàcilmente com uma trincha.

Podemos resumir o que ficou exposto acima dizendo que a escalpelação do animal deve ser completa e minuciosa, evitando-se deixar restos de músculos ou gordura aderentes à face interna da pele, bem como quaisquer sujeiras no exterior.

A pele deve ser tratada com uma substância tanante, que lhe dê consistência e impeça definitivamente a putrefação. Os tanantes usuais são os alúmens (sulfatos duplos de alumínio e de um metal alcalino) e, entre êles, o de potássio, que é o alúmen do comércio.

A pele deve também ser tratada ("envenenada") com uma substância que a proteja indefinidamente do ataque de insetos e fungos (mofos e bolores). Os insetos que mais comumente atacam os couros são as "polias", larvas de besouros da família Dermestidae. Estas estão em tôda a parte e são destruidoras implacáveis; deve-se tomar todo o cuidado para a sua prevenção. A substância mais usada para envenenar peles é o arsênico do comércio, ou seja, o óxido arsenioso. Esta substância é extremamente venenosa e oferece perigo para o homem e animais domésticos, de maneira que todo o cuidado é pouco no seu manuseio.

Além do problema de toxidez, o contacto prolongado com o arsênico produz ulcerações nos cantos das unhas e irritações nas dobras da pele onde a sudação é mais intensa (axilas e virilhas). É muito importante, por isso, lavar-se muito bem as mãos

depois de cada sessão de taxidermia, usando uma escovinha de unhas. É aconselhável também o banho nessa ocasião. Para as axilas ou virilhas irritadas, deve-se usar talco ou dermatol.

A pessoa que está trabalhando com arsênico deve evitar o formol. Um canto de unha ulcerado pelo arsênico e irritado pelo formol é uma das coisas mais doloridas do mundo.

Diz-se na literatura que o arsênico pode ser substituído pelo bórax (biborato de sódio), mas não temos experiência dêste método.

Costuma-se misturar as substâncias usadas para tanar e envenenar a pele. Nós usamos a mistura de arsênico e alúmen em partes iguais por pêso.

Esta mistura é colocada em uma caixa rasa. Peles pequenas são imersas nela e depois espanadas com um pincel ou trincha macios. Nas peles grandes derruba-se um pouco de mistura e espalha-se com a trincha.

Na literatura são muito aconselhados os chamados "sabões arsenicais". Damos uma fórmula, de que não temos experiência:

Arsênico em pó	32 g
Carbonato de potássio	12 g
Água	32 g
Sabão (tipo Marselha)	32 g
Cal viva	4 g
Cânfora	1 g

Dissolver o arsênico e o carbonato de potássio na água quente, acrescentar o sabão, ralado, e por fim, a cal e a cânfora.

3.3. PREPARAÇÃO DE ESQUELETO NO CAMPO

A preparação de peças esqueléticas é uma necessidade quotidiana. No caso dos mamíferos, pelo menos o crânio deve sempre acompanhar a pele, e é quase sempre útil trazer o esqueleto completo. No caso de répteis grandes, o esqueleto é indispensável. Em todos os grupos, encontram-se às vêzes exemplares com a pele demasiado danificada, por tiro ou decomposição, cujo crânio ou esqueleto completo são aproveitáveis.

A preparação de peças esqueléticas no campo não visa produzir exemplares prontos para estudo. Ao contrário, visa o mínimo de trabalho que garanta a chegada do material ao

laboratório sem partes podres, sem danificar outras peças que venham na mesma bagagem e em condições ótimas para acabamento da preparação.

3.3.1 Desmembramento. As peças pequenas (tomando-se o tamanho especialmente em relação às facilidades de empacotamento) podem ser tratadas inteiras. Digamos, em geral, o tamanho de um rato ou um sagüi.

Peças médias e grandes devem ser desmembradas, para facilidade de tratamento e de transporte.

Separam-se os membros pela raiz, com incisões circulares que alcancem exatamente a articulação. O local da incisão acha-se com facilidade, movendo o membro e palpando com o dedo.

Para animais até o tamanho de um cão, isto basta. Peças maiores devem ser mais desarticuladas. Separa-se o crânio com cuidado e divide-se o tronco em duas partes, de um lado a caixa torácica e de outro as vértebras sem costelas e a bacia.

Quando o crânio é a única peça que vai ser utilizada, devem-se aproveitar também as 3 primeiras vértebras cervicais. As duas primeiras (atlas e áxis) são muito importantes para estudo, e a terceira fica para proteger a segunda.

3.3.2. Descarnamento. A primeira providência é retirar tôdas as partes moles fàcilmente retiráveis, òbviamente as vísceras (desde a lingua) e os olhos. Em animais grandes convém também retirar o cérebro. Quando se retirar a lingua é preciso cuidado para não lesar o osso que fica na sua base, o hióide. No caso de carnívoros, roedores, peixes-boi e morcegos, deve-se procurar o "báculo", osso isolado que se encontra no interior do pênis.

A seguir retiram-se as grandes massas musculares. As principais são: as dos membros (coxa e perna, braço e antebraço), as adjacentes à coluna vertebral e as paredes do abdômen.

As massas dos membros são retiradas por meio de duas incisões circulares, próximas às articulações. As massas musculares adjacentes à coluna vertebral de cada lado são separadas desta por meio de uma incisão inicial que descarna a apófise neural das vértebras, seguindo-se o descarnamento para os lados.

A musculatura das paredes do abdômen é simplesmente cortada com tesoura.

Em bichos grandes é necessário descarnar também a bacia e a omoplata, o que se faz grosseiramente.

3.3.3. **Secagem.** De posse de um esqueleto descarnado, deve-se prepará-lo para a secagem. Se se dispuser de formol, o melhor é fixar a carcaça antes de secá-la. Formol velho, já imprestável para outros usos, serve bem para isto. A fixação está pronta quando os músculos remanescentes estão brancos. Seca-se então à sombra. O cheiro de formol que fica é suficiente para afastar a polia por várias semanas.

Na ausência de formol, gasolina pode ser usada, com as cautelas que demanda. O cheiro, porém, só será eliminado ulteriormente com alguma dificuldade (lavagem com álcool e exposição ao sol).

Se não se dispuser de droga alguma, é necessário descarnar com mais cuidado, secar bem ao sol e depois envenenar. O veneno freqüentemente causa escurecimento dos ossos na preparação final.

3. 3. 4. **Acondicionamento.** As partes dos esqueletos desmenbrados devem ser amarradas juntas, formando-se um feixe de ossos de volume mínimo. Para isso, dobram-se, antes da secagem, as pernas (no joelho) e os braços (no cotovelo) e enfia-se tudo dentro da caixa torácica. O material sêco pode ser embalado em latas, sacos ou caixotes, convindo sempre não misturá-lo com peças taxidermizadas e usar o recipiente mais estanque de que se disponha, por causa do cheiro.

3.4. PREPARAÇÃO DE ESQUELETOS NO LABORATÓRIO

Os esqueletos são classificados, do ponto de vista da preparação, em ligamentários, cujos ossos permanecem unidos pelos seus ligamentos próprios, e desarticulados. Geralmente esqueletos de pequenos animais são ligamentários.

Grandes esqueletos podem ser cortados em secções (cabeça, braços, pernas) para facilitar o trabalho.

No caso de peças frescas, a carcaça é colocada num tanque com água corrente ou num ribeirão (dentro de um

saco), por 12 horas ou mais, para que a maior parte do sangue seja retirada, evitando-se o aparecimento de manchas escuras nos ossos. Quando não se dispõe de tanque com água corrente, deve-se trocar a água 1 ou 2 vêzes por dia.

3.4.1. **Esqueleto desarticulado.** Após a remoção do sangue, os ossos são fervidos em água amoniacal (1 a 5%), ou com um pouco de sabão de soda, o que facilita o desligamento da carne e da gordura ainda aderentes aos ossos. Depois da fervura as partes moles ainda existentes são retiradas com pinças e tesoura.

Se os ossos não estiverem bem limpos, devem ser imersos em água de lavadeira (Cândida, Q'Boa) pura; o tempo de imersão deve ser tanto mais curto quanto menor a peça, não sendo aconselhável ultrapassar 15 minutos. Lava-se bem em água corrente, durante algumas horas, para retirar o excesso de líquido utilizado.

Deixa-se, finalmente, secar bem, à sombra.

3.4.2. **Esqueleto ligamentário.** A carcaça é fervida o tempo suficiente para o amolecimento da carne, que deve ser cuidadosamente controlado, para evitar que os ossos se soltem. As partes moles são eliminadas cuidadosamente com pinça e tesoura.

Deixa-se secar à sombra. Depois passa-se à limpeza final, evitando, quando possível, o tratamento com água de lavadeira; se indispensável, o banho deve ser curto, de alguns minutos.

Lava-se bem em água corrente e deixa-se secar.

3.4.3. **Animais muito pequenos.** No caso de animais muito pequenos (passarinhos, lagartixas, peixinhos) não convém ferver. Às vêzes o animal está macio, e o esqueleto pode ser limpo com pinça e bisturi. Caso contrário, deixa-se a peça macerar lentamente em álcool a 30 ou 40%, até que a carne fique mole, mas os ligamentos ainda firmes. Limpa-se, então, se necessário, debaixo de lupa.

Limpo o possível, mecânicamente, seca-se a peça. Dá-se então um banho curto de água de lavadeira pura: o tempo suficiente para que esta entre em efervescência e comecem a desprender-se pedacinhos de carne. Lava-se então muito bem e deixa-se secar até a carne estar apenas úmida. Repete-se a

limpeza com pinça fina e bisturi (usado para raspar com cuidado).

Pode-se repetir mais uma vez o tratamento com água de lavadeira, quando a peça estiver quase limpa. Lava-se bem e deixa-se secar sob uma lâmpada comum.

Excesso de água de lavadeira retira demasiada matéria orgânica dos ossos, deixando-os com aspecto de giz. Isto deve ser evitado. No entanto, se algum lugar ou outro estiver mais difícil de limpar, pode-se colocar uma gôta de água de lavadeira, ou um chumaço de algodão com ela umedecido, e controlar a maceração.

É essencial, neste processo, a alternação de umedecimento e secagem.

3.5. EMBALSAMAMENTO

Chamamos "embalsamamento" às operações que permitem obter peças fixadas para estudo anatômico. Analisaremos aqui as técnicas de campo correntes, pois as mais finas são da província do anatomista e não do zoólogo. O que dizemos aqui aplica-se a mamíferos, aves, répteis grandes (com exceção de cobras) e anfíbios. Os demais são tratados nos capítulos próprios. O fixador usado é o formol a 10%.

Idealmente injetam-se: a) o sistema arterial; b) as cavidades gerais; c) as massas musculares maiores.

3.5.1. **Injeção do sistema arterial.** As duas artérias mais favoráveis são a femoral, na prega da virilha e, no caso de alguns mamíferos, a carótida comum, no pescoço ou, na ausência desta, uma agulha de calibre adequado e injeta-se lentamente o formol sob pressão constante. Usa-se o injetor de pressão constante (fig. 3. 1) ou uma seringa grande.

A quantidade de formol depende do pêso do animal, usando-se em média 5 a 6 cc de líquido por 100 gramas de pêso. No caso de bichos muito gordos aumenta-se a dose.

3.5.2. **Cavidades.** O tórax deve receber uma quantidade de formol que, a juízo do preparador, o encha sem excesso de pressão. No caso do abdômen, pode-se agir da mesma maneira, ou, se o animal couber num dos recipientes à mão, pra-

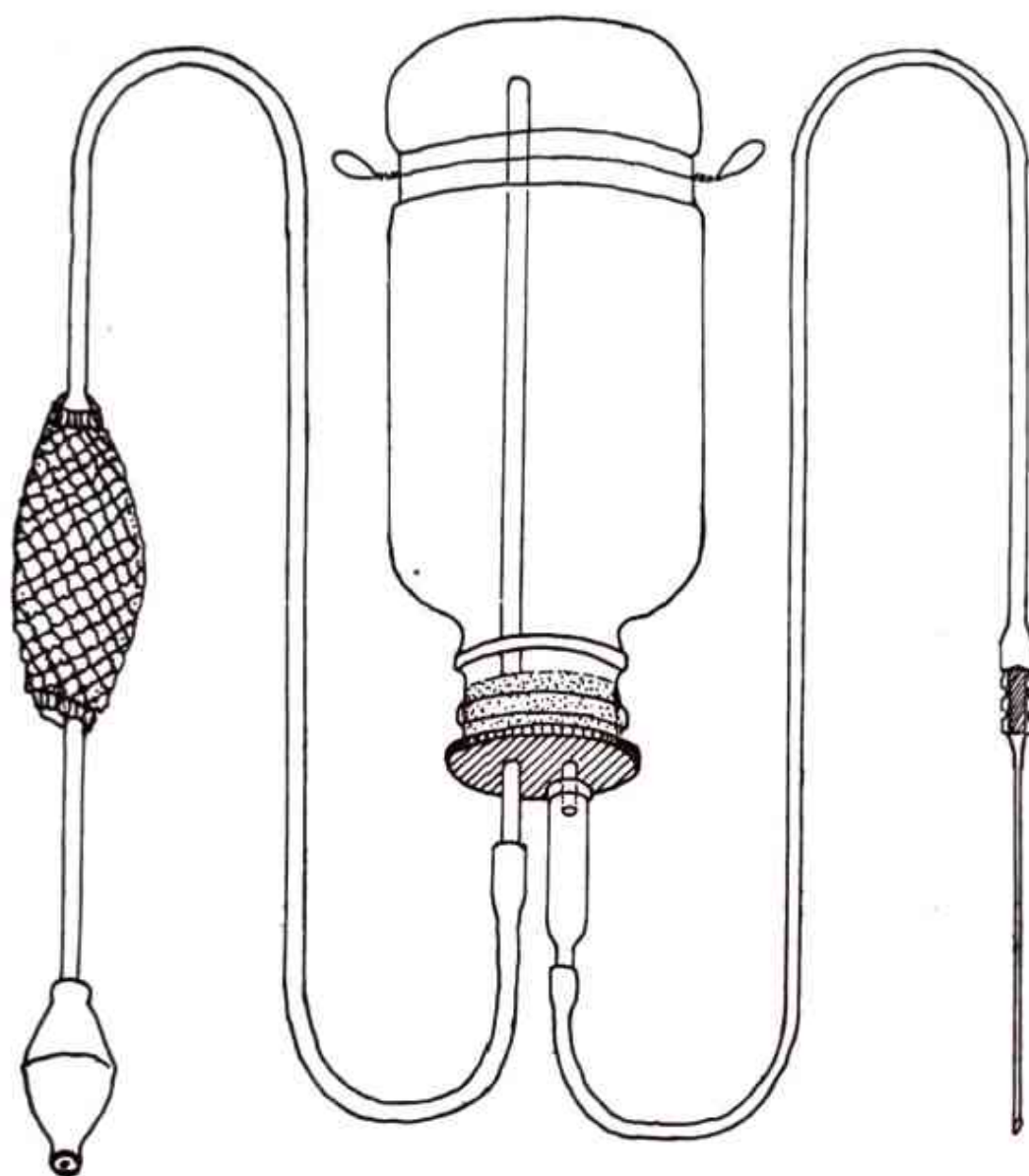



Fig. 3.1 : injetor de pressão constante.

tica-se uma ampla incisão longitudinal paralela à linha mediana, por onde penetrará o formol. O cérebro só ficará bem fixado se se fizer a injeção arterial, mas sempre se pode tentar uma injeção direta pelo buraco occipital, bem na linha mediana; não é fácil.

3. 5. 3. **Massas musculares.** As massas musculares devem ser profusamente injetadas, fazendo-se o formol penetrar e correr entre os músculos e dentro dos mais grossos.

3.5.4. **Imersão em formol.** Quando o bicho cabe num dos recipientes disponíveis, deve ser imerso em formol. As

vêzes aves e mamíferos não afundam, a despeito de bem cheios de formol. Isto se deve a que o pêlo e as penas não se molham. Resolve-se o problema molhando-os com qualquer detergente de cozinha.

Se não houver recipiente para o bicho, êste deve ser envolvido em diversas camadas de tiras de pano (tipo múmia), dispostas de forma a cobrirem tôda a pele e a não se soltarem em viagem. Essas tiras são ensopadas de formol e a peça colocada ao abrigo do dessecamento (em sacos de plástico ou lona, etc.).

3.5.5. Processos expeditos. Às vêzes, por falta de tempo, ou de equipamento, ou em face de estragos sérios causados por tiro, não é possível injetar o sistema arterial. Nesses casos capricha-se na injeção das cavidades e músculos.

Na impossibilidade completa de injeção, abre-se o tórax e o abdômen do animal e afunda-se no formol.

3.5.6. Transporte. Bichos pequenos vêm bem em sacos de plástico, com um pouco de formol. Os grandes vêm nos sacos ou recipientes em que foram fixados.

3.6. FERROS E DROGAS

Equipamento de uso pessoal é coisa que varia muito com as preferências e necessidades do coletor. Seguem-se algumas notas gerais para o principiante (fig. 3.2.) .

3.6.1. Facas. É indispensável um jôgo de boas facas. Pelo menos duas, e preferìvelmente três, para courear bichos grandes. A escolha destas facas é muito importante; o aço deve ser de primeira, a empunhadura cômoda e as lâminas de formas variadas, para as diferentes necessidades do serviço. Deve-se lembrar que o bom aço inoxidável é atraído pelo ímã; nunca comprar facas magnèticamente mortas. O comprimento ideal da lâmina está entre 10 e 20 cm.

Uma outra faca deverá ser usada para fins mais brutos, como descarnamento de carcaças, raspagem de couros, etc.

Deve-se ter boas pedras de amolar e prática de usá-las. Uma chaira, ou fuzil (como usada pelos açougueiros), também é util no trabalho com mamíferos grandes, mas demanda muita prática.

Fig. 3.2 : ferros empregados em taxidermia.

3.6.2. Bisturis. A taxidermia delicada depende de bons bisturis. O mais conveniente é comprar um cabo destacável com jôgo variado de lâminas, e levar ao campo uma pedrinha fina de amolar.

3.6.3. Tesouras. São indispensáveis uma tesoura reta grande (mais ou menos 10-15 cm de lâmina), uma curva grande,

uma reta pequena (4-6 cm) de ponta romba e outra de ponta fina. Estas tesouras devem ser reservadas aos trabalhos de preparação, nunca sendo usadas para cortar pano, papel ou outras coisas. Para êstes fins, levar uma ou duas boas tesouras velhas. Para afiar uma tesoura, numa emergência, corta-se com ela um pedaço de papel de lixa.

3.6.4. Pinças. Para coleta são indispensáveis duas pinças retas, de ponta romba, uma de 30 cm ou mais e outra de 12 a 15 cm. A pinça grande pode também ser usada para mexer no formol, mas é melhor ter duas. Para arrumar bichos pequenos é necessária uma pinça histológica reta, de muito boa qualidade. Na taxidermia de bichos grandes são úteis as pinças "dente de rato", de 15-20 cm.

3.6.5 Agulhas e linha. Deve-se ter um jôgo bem variado de agulhas de costura; agulhas cirúrgicas não são necessárias. A linha de costura deve ser n.º 10 e o melhor cordonê é n.º 1.

3.6.6. Material de injeção. São necessárias duas seringas: uma pequena (10 cc), para matar bichos em geral e para injetar bichos pequenos, e uma grande (25 cc ou mais) para injeção de bichos médios e grandes ou de séries de bichos pequenos.

A seringa grande deve ser do tipo veterinário, de náilon, plástico ou metal. Nunca de vidro: quebra-se uma por dia. Temos tido bons resultados com a seringa veterinária marca "Texas", mas ela demanda cuidado para que o êmbolo de borracha não mele, grudando ao vidro: deve ser guardada, no campo, com o êmbolo frouxo e, no laboratório, com um pouco de talco.

Para grande volume de injeções pode-se usar um aparelho de pressão constante, que fica melhor explicado pelo desenho (fig. 3. 1) que por palavras.

Quanto a agulhas de injeção, deve-se ter boa variedade, sendo essenciais os seguintes tipos: curtas e finas (p. ex. 40 x 8), curtas e grossas (p. ex. 40 x 12, 40 x 15); longas e grossas (p. ex. 80 x 15, 100 x 20). As agulhas podem ser guardadas em um tubo plástico com um pedaço de rôlha no fundo, para proteger as pontas. Para proteger individualmente as agulhas deve-se usar um pedacinho de tubo plástico de calibre conveniente,

que é superior aos tubinhos de lata de uso comum.Deve-se sempre ter um bom sortimento de fio metálico fino, ou uma corda de violão (mi) ou ainda fio elétrico desfiado para desentupir as agulhas. A pedra de amolar bisturi serve para arrumar as pontas de agulha amolgadas.

3.6.7. **Barbitúrico.** Quando se recebe um animal vivo, nem sempre é fácil matá-lo. A maneira mais humana e eficiente é a injeção de uma boa dose de um barbitúrico. O mais fácil de conseguir é o Nembutal para uso veterinário. Um par de vidros dêste, ou de similar, é indispensável.

4. MAMÍFEROS

A coleta de mamíferos para estudo tem três objetivos principais: estudo da pele, das partes ósseas e das partes moles. Procura-sse sempre obter tôdas ou a maioria das espécies do grupo que interessa ao colecionador, no local visitado.

4.1. COLETA (Ver 2.1. e 2.2)

Os mamíferos são animais dos mais variados hábitos e são encontrados em locais os mais diversos. Ora são localizados na beira ou na caudal de rios, ora em troncos ôcos, ora no alto das árvores, entre as fôlhas, em grutas, em touceiras, em tocas, dentro de cupinzeiros; alguns são diurnos, a maioria crepusculares ou noturnos; uns comem raízes, outros frutos, outros se alimentam de animais menores, etc.

Tôda essa diversidade dificulta o estabelecimento de regras para a sua captura. No entanto, alguns caminhos básicos podem ser apontados. No que diz respeito à captura geral, baseia-se ela na busca direta, no uso de cevas e armadilhas e no auxílio de habitantes locais.

4.1.1. Busca direta. Em certos grupos a busca direta é a que melhor resultado oferece, como ocorre, por exemplo, com morcêgos, gatos, cachorros, veados, porcos, macacos e antas.

Espingarda calibre 36 ou maior (ver 16.6), carabina calibre 22, cartuchos de chumbo fino (ns. 8 e 10), e grosso (ns. 3 e 5), facão, lanterna elétrica e sacos de pano forte, são alguns dos elementos necessários neste tipo de coleta.

Para a maioria dos mamíferos de porte médio e para alguns grandes (onça, jaguatirica, veado, cateto, queixada, capivara, anta, etc.) costuma-se seguir o rastro fresco, geral-

mente com o auxílio de cães, até dar com o animal. O tiro ideal deve acertar na paleta, pois geralmente é mortal e não estraga a peça. Em certos casos, especialmente de tiros a longa distância, deve-se procurar atirar num lugar do corpo que dificulte a corrida do animal, como na anca, por exemplo, para depois dar o tiro fatal.

Um bando de macacos localiza-se fàcilmente pelo barulho que faz na mata, especialmente onde há frutas. Se o barulho vem aumentando, o colecionador se esconde e espera a aproximação do bando até distância de tiro seguro. Se o barulho diminui, o colecionador persegue o bando, até localizá-lo. Só se deve atirar com certeza de matar. É triste ferir um animal, decretando sua morte breve, e não o poder aproveitar.

Os catetos e queixadas habitam de preferência a mata e, de dia ou à noite, percorrem-na à procura de alimento (frutos, raízes e grãos). Se se topar com porco-do-mato isolado, deve-se atirar sem susto. As varas podem oferecer algum perigo, especialmente se acuadas por cães; não há base, porém, para a crença popular de que a vara ataca o caçador sistemàticamente. Em caso de apêrto, o coletor deve subir num pau: uns poucos palmos de altura são suficientes.

Pode-se, também, trabalhar na espera. Se, durante o dia, se localiza um lugar remexido, com frutos semi-comidos, sabe-se que alguns animais ali se alimentam à noite. "Barreiros", ou seja, lugares que os animais freqüentam, para lamber barro salgado, também são favoráveis para coleta. Constrói-se um trepeiro, ou girau, ou arma-se uma rêde entre dois troncos e fica-se quieto, na espreita. Quando o animal se aproxima a uma distância conveniente, é iluminado com uma lanterna colocada ao longo do cano da arma e atirado.

Informações de habitantes locais podem auxiliar na localização de barreiros e de carreiros (caminho costumeiro dos animais para chegar à água, barreiro ou local de alimentação). Não se deve inutilizar o carreiro, pois, se o animal percebe o estrago, geralmente muda de caminho.

Deve-se trabalhar sempre em dupla, principalmente à noite, quando é essencial a lanterna elétrica, comum ou de testa (ver 16.3). Nas margens de rios e lagoas, prèviamente reconhecidas durante o dia, para evitar surprêsas desagradáveis, o colecionador, andando com cuidado, ou de canoa,

passeia o feixe de luz pelo chão e pelas árvores. O animal colhido pela luz geralmente pára, e os olhos brilham, denunciando-o.

Carnívoros noturnos (especialmente cachorros do mato) são atraídos por gritos de uma galinha forçada a isso, ou por uma gravação em fita. O caçador espera no escuro e, de quando em quando, varre o escuro com a lanterna.

Morcêgos são às vêzes apanhados nas rêdes utilizadas para captura de aves (5.1.2). É necessária, neste caso, a pronta intervenção do colecionador, para evitar que o quiróptero corte a rêde com os dentes. Quando se localiza uma gruta que abrigue morcêgos, pode-se utilizar uma garrucha 22, com cartucho de chumbinho, ou colocar uma rêde na bôca da gruta.

Morcêgos também freqüentam telhados. Nas horas quentes do dia é possível apanhá-los vivos, com uma pinça grande, guardando-os num saco de aniagem. É fundamental o uso da pinça grande, pois há sempre o risco de a mordida do morcêgo transmitir raiva.

Mamíferos pequenos podem ser procurados em troncos ôcos, com auxílio de varetas introduzidas num orifício existente, tendo-se prèviamente o cuidado de obstruir os demais orifícios do tronco, com exceção de um, onde se pode adaptar a bôca de um saco de pano. Podem ser encontrados também em fôlhas pendentes de palmeiras (no caso de serelepes); estas, remexidas com vara longa põem à mostra os animais ali abrigados.

Podem também ser procurados em cupinzeiros e touceiras onde, geralmente, se encontram determinados tipos de ratos e cuícas. As cuícas dágua são localizadas à noite na beira de rios e lagoas.

4.1.2. Uso de armadilhas e cevas. A ceva é um local onde se coloca regularmente alimento, a fim de acostumar os animais a freqüentá-lo, facilitando a captura.

A escolha do local da ceva depende do animal procurado e do ôlho clínico do coletor. Os alimentos usuais são milho, mandioca e batata doce, mas outros disponíveis podem ser usados — mesmo carne às vêzes funciona.

A ceva deve ser deixada em paz por uns tempos até que

estabeleça sua clientela. Então a captura pode ser feita de uma espreita ou por meio de armadilhas.

Árvores com frutos e roças no tempo da colheita são excelentes cevas naturais.

Usam-se certas armadilhas para a obtenção de animais vivos, e outras para matar com um mínimo de mutilação. Devem ser colocadas em lugares freqüentados pelos animais visados, como, por exemplo cevas, roças, carreiros, proximidade de ninhos, tocas e bebedouros.

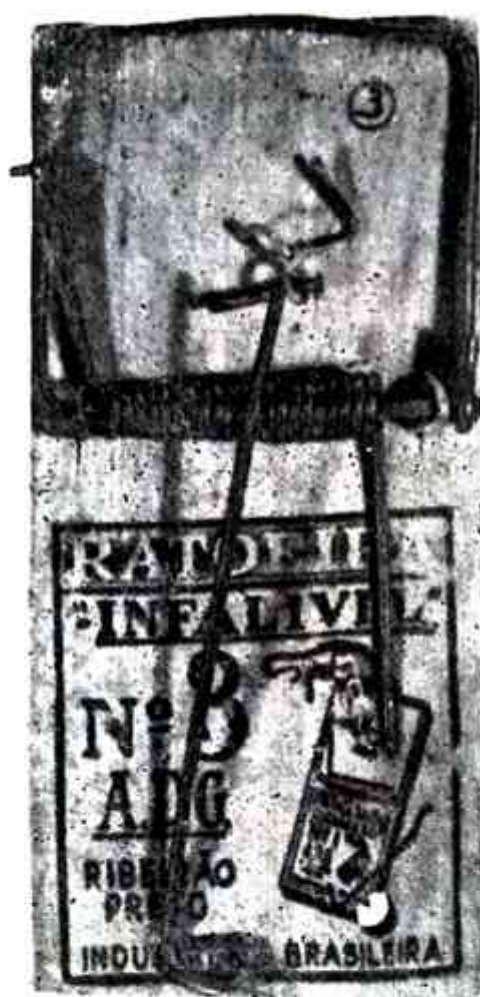
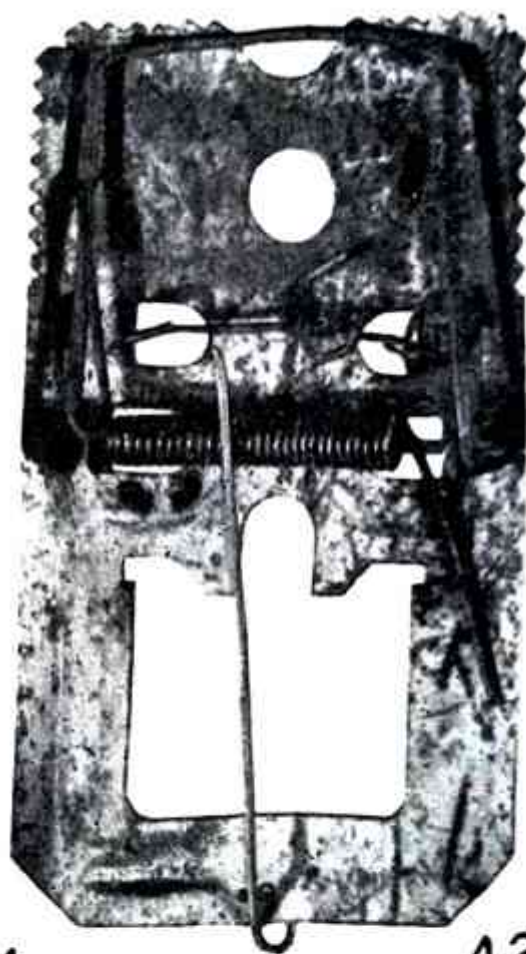
Banana é boa isca para ratos, gambás, cuícas; milho, em grão ou sabugo, para a maioria dos roedores; carne, para gambás, furões, etc.; mandioca, em pedaços, para roedores maiores, como cutias. Para pequenos roedores dá bom resultado o emprêgo de mistura de banana e milho. Frutas do lugar são geralmente boas iscas, especialmente aquelas de que se encontram restos semi-devorados.

A isca não deve ser espalhada, mas sim concentrada, armando-se com ela, além disso, uma verdadeira trilha que leve o animal até a armadilha.

Os animais capturados vivos devem ser colocados, isoladamente, em sacos de pano forte, acompanhados do número da armadilha (se o local foi mapeado), para posterior coleta de ectoparasitos, e para evitar que se destruam mùtuamente.

As armadilhas comumente usadas são as de mola (figs. 4.1 e 4.2) e as tipo gaiola, de fácil preparo (fig. 4. 3).

A disposição das armadilhas pode obedecer a critérios individuais, sendo cada uma colocada num lugar que a inspeção tenha mostrado favorável (na comida do bicho, no seu carreiro, na ceva) ou então colocando-se longas séries de até algumas dezenas, em arranjos geométricos que permitam ampla amostragem do terreno.

4.1.3. Caçadores locais. Há sempre no interior caçadores especializados em certos tipos de caça: ao veado, à paca, etc. É interessante encomendar peças a êsses homens, tratando sempre prèviamente o preço (valores locais mais uma quota de generosidade) e explicando as condições em que se quer o bicho.

Figs. 4.1 e 4.2 : ratoeiras de mola; fig. 4.3 : armadilha de gaiola.

4.1.4. Bolotas de coruja. Resta ainda mencionar um tipo de coleta indireta. Trata-se das "bolotas" de certas corujas. A suindara, ou rasga-mortalha, é a mais importante. É a mais comum nos fôrros de habitações velhas ou em grutas, alimentando-se quase que só de pequenos mamíferos, especialmente de pequenos roedores. Os ossos dos animais comidos, de mistura com pêlos, são regurgitados como bolota e se acumulam ao redor dos pousos.

4.2. CADERNO DE CAMPO

São anotações interessantes: o método de coleta (tiro, tipo de armadilha), dados sôbre o local de captura (p. ex., beira de mata, beira de rio, alto de árvore, em toca, em barreiro), existência e número de filhotes, se fazia parte de um bando ou estava isolado, nome vulgar regional, condição climática (chuva, frio) e data da coleta. Tudo isso além do que vai colocado na etiquêta que acompanha o exemplar (ver 4.6).

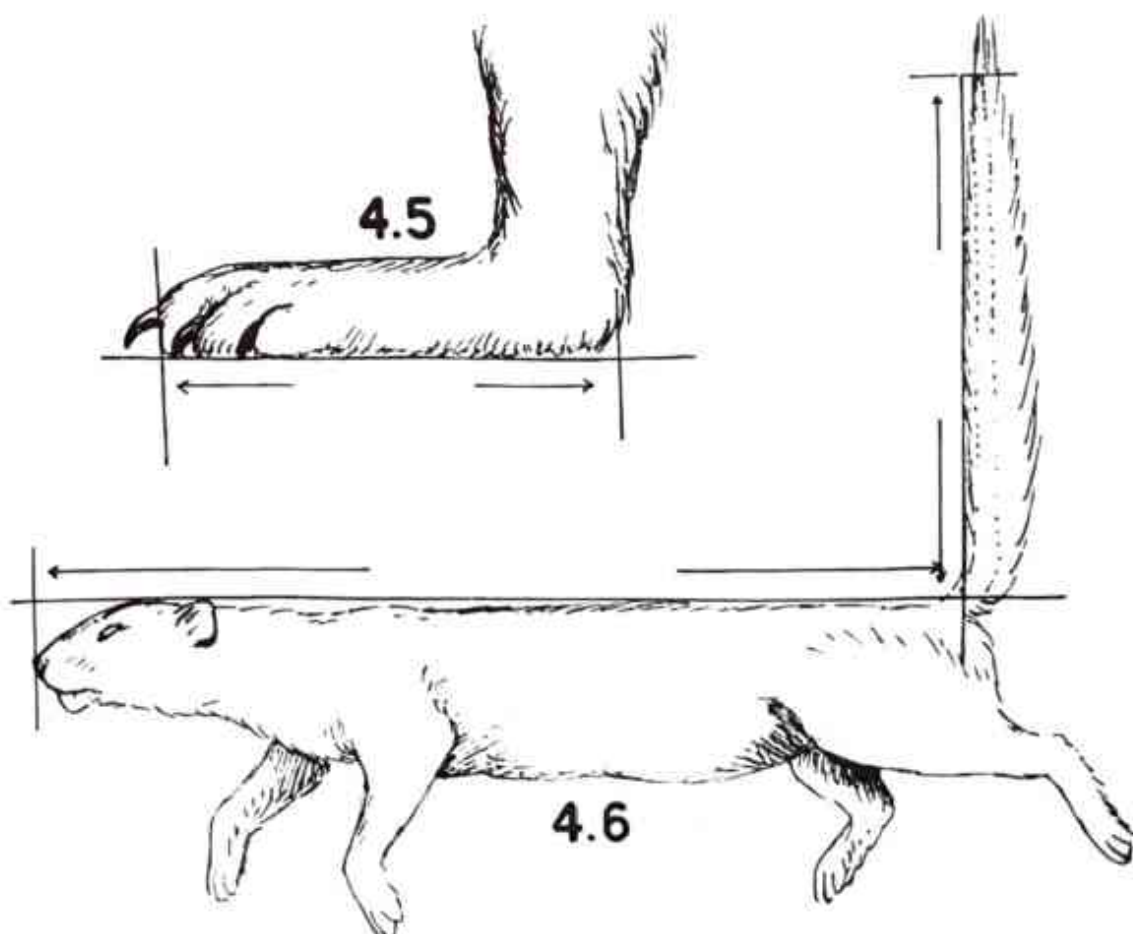
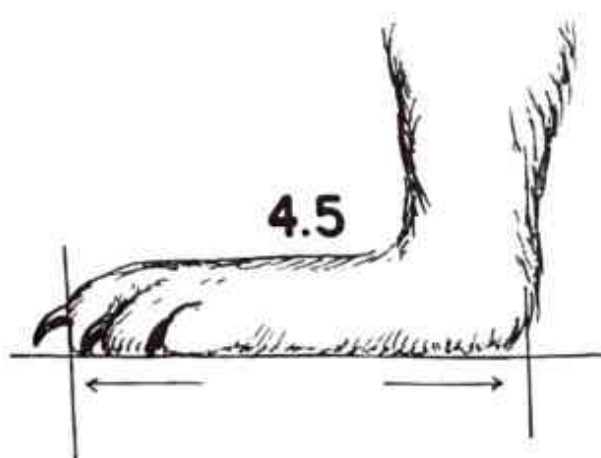
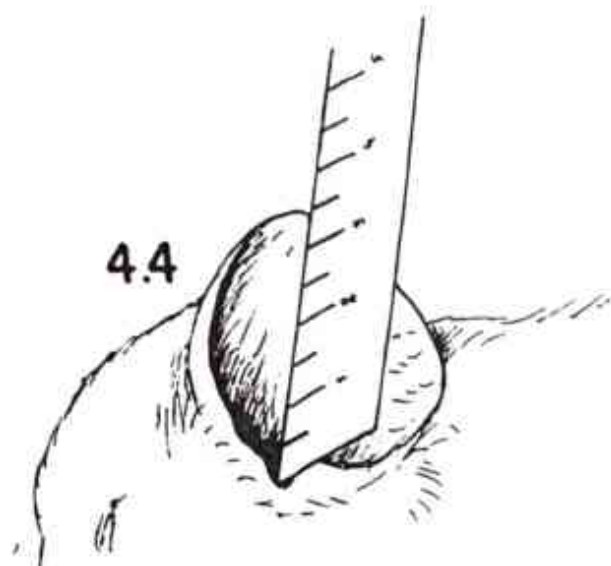
4.3. MATAR

Os métodos para matar um mamífero cativo variam de acôrdo com o tamanho e periculosidade do animal.

Bichos pequenos são convenientemente mortos com éter ou clorofórmio; coloca-se o exemplar em um saco limpo de pano, joga-se dentro um algodão embebido na droga e põe-se num recipiente fechado.

Bichos grandes devem receber uma dose maciça de barbitúrico (10 cc para um veado, 30 cc para uma anta). Também dá certo (e é preferível no caso de felinos) esguichar formicida (à base de cianureto) dentro da bôca ou nos olhos do animal. Mas como o manejo do cianureto é muito perigoso, é melhor matar os animais ferozes (uma onça, por exemplo), com um tiro no coração (pela paleta).

4.4. TAXIDERMIA (Ver 3.2, 3.3. e 3.6)

4.4.1. Preliminares. A taxidermia de mamíferos se faz de duas maneiras. No caso de mamíferos pequenos (até um macaco prego), por pele cheia, isto é, músculos e órgãos são

Figs. 4.4 a 4.6 : medidas de mamífero — orelha (4.4), pé (4.5), corpo e cauda (4.6).

substituídos por algodão. Para animais maiores, por pele aberta. O crânio é sempre essencial e o esqueleto completo, a não ser no caso de animais muito comuns, é desejável.

Como primeiro passo procuram-se ectoparasitos (ver 12). A seguir, tiram-se as quatro medidas usuais.

A medição deve ser feita em animal recentemente abatido, nunca sôbre a pele já taxidermizada, e de preferência com régua de madeira graduada em milímetros ou com trena metálica. O processo é o seguinte:

1. Cabeça e corpo: da ponta do focinho à base (início) da cauda, dorsalmente.
2. Cauda: desde a base até a ponta, com exclusão dos pêlos terminais, se houver.

Para medir cabeça e corpo, além da cauda, coloca-se o animal deitado de barriga para cima sôbre uma prancha ou mesa, puxando-o ligeiramente para trás, pela cauda, para que não fique encolhido e deixando a cauda pendente. Coloca-se a ponta da régua na região da primeira vértebra caudal, onde ela flexiona com o corpo e mede-se, sucessivamente, cabeça e corpo, com a régua ao longo do animal, e depois a cauda (fig. 4.6).

3. Pé: mede-se a planta do pé, do calcanhar à ponta do dedo mais longo, com exclusão de pêlos e unhas (fig. 4.5).
4. Orelha: mede-se, por dentro, desde a parte prêsa à cabeça, até a extremidade livre (fig. 4. 4).

As medidas são sempre feitas da mesma maneira nos vários mamíferos; em cada exemplar são repetidas pelo menos uma vez e anotadas no rótulo, em milímetros, na ordem acima, separadas por vírgula ou traço. Geralmente medidas tiradas por duas pessoas, no mesmo animal, dão resultados um pouco diferentes; daí a importância de medir sempre do mesmo modo.

Verifica-se agora o sexo do animal, anotando-o também na etiquêta e no caderno (2.4.4.). Poucos são os mamíferos que não permitem reconhecimento externo e imediato do sexo.

Isso feito inicia-se a escalpelação.

4.4.2. Pele cheia. Coloca-se o animal de barriga para cima, afastando para os lados pernas e braços. Com tesoura de ponta fina, bisturi ou gilete, faz-se uma incisão desde o fim do

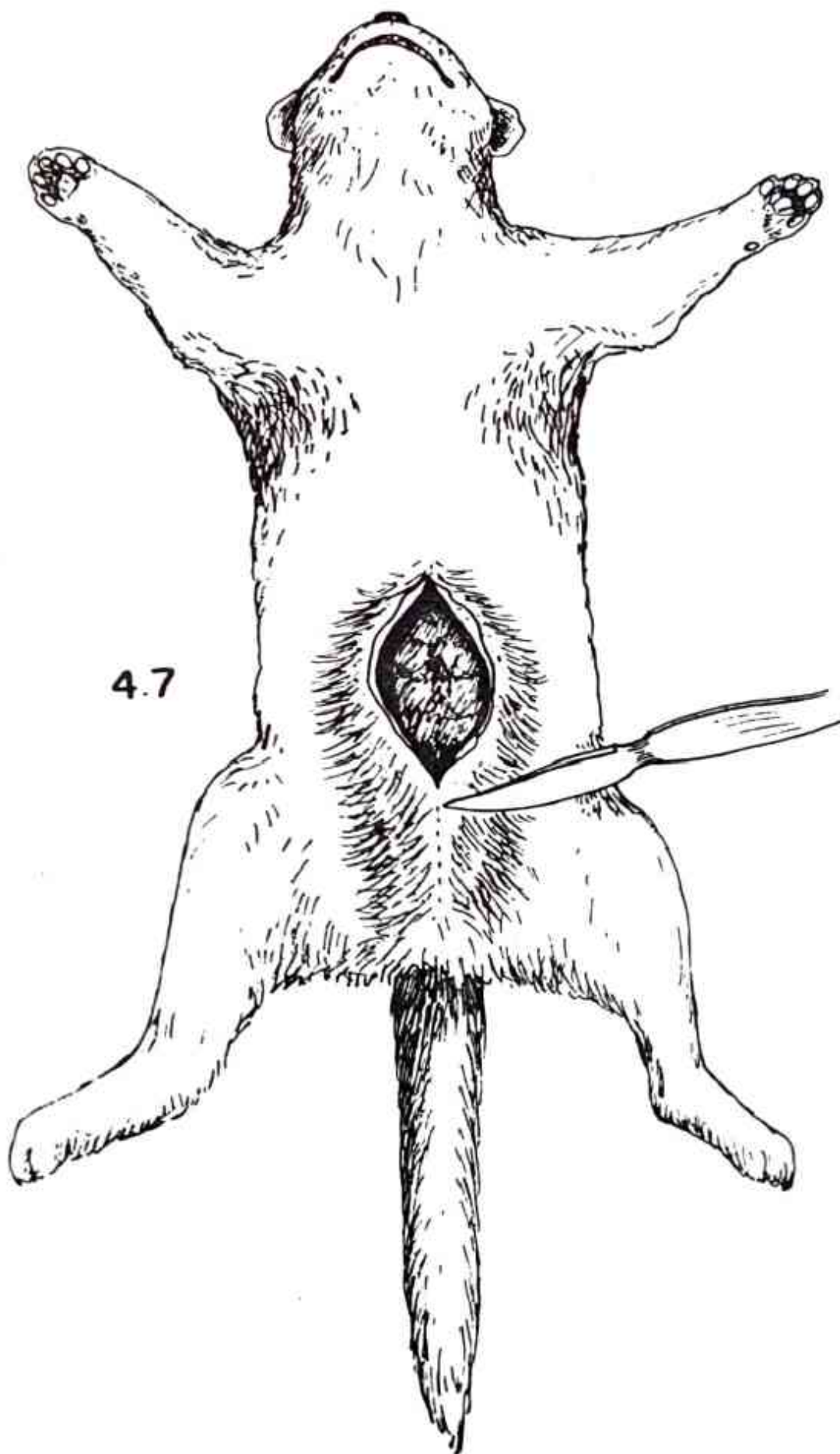



Fig. 4.7 : incisão inicial para taxidermia de mamífero.

esterno (um pouco abaixo) até pouco antes dos órgãos genitais (fig. 4.7). Procura-se não atingir a musculatura para que a barrigada não fique à mostra, o que dificultaria o trabalho. Corta-se apenas a pele.

Com auxílio da pinça e dos dedos vai-se descolando a pele para os lados (um de cada vez) separando-a da musculatura. Quando necessário, espalha-se um pouco de fubá sôbre a superfície descoberta, para secá-la.

Descoberta a articulação da coxa com a perna, deve-se segurá-la com uma das mãos, enquanto a outra vai revirando a pele até junto dos dedos. Com uma tesoura forte ou com o osteótomo (ferramenta para cortar ossos, parecida com aquela de trinchar galinha), cortam-se os ossos da perna, logo abaixo da articulação (fig. 4.8). Se se quiser preparar esqueleto completo ou peça anatômica, o processo é um pouco diferente (ver abaixo). Corta-se a musculatura da perna, deixando os ossos bem limpos. Repete-se a operação para a outra perna (fig. 4.9).

No caso de animais de pele muito fina, como a lebre, cuícas, ratinhos, e especialmente em climas secos, não se deve deixar secar muito a pele, pois esta pode rasgar quando desvirada. Nestes casos convém tratar com o veneno cada perna assim que escalpelada, e desvirá-la imediatamente.

Continua-se o descolamento da pele até as costas, de modo que os dedos possam passar livremente entre pele e corpo. Não se deve forçar para não quebrar a inserção da cauda. Corta-se a ligação dos genitais e do intestino com a pele.

Agora é necessário cuidado na retirada da cauda. Desnudam-se com bisturi ou com os dedos os primeiros centímetros de cauda, até onde der sem esfôrço. Aperta-se firme a cauda entre as duas hastes de uma tesoura, que é mantida bem firme. Puxa-se o corpo também com firmeza, mas devagar. A cauda geralmente se destaca com facilidade e vira no avêsso (fig. 4.10). Quando isto não acontece da primeira vez, não se deve forçar, para não quebrar. Rola-se a cauda algumas vêzes entre as mãos, ou entre a régua e a mesa, e repete-se o processo.

Vira-se agora a parte já escalpelada da pele pelo avêsso. Seguram-se com uma das mãos as duas coxas, que ficaram prêsas ao corpo e com a outra se vai descolando a pele até

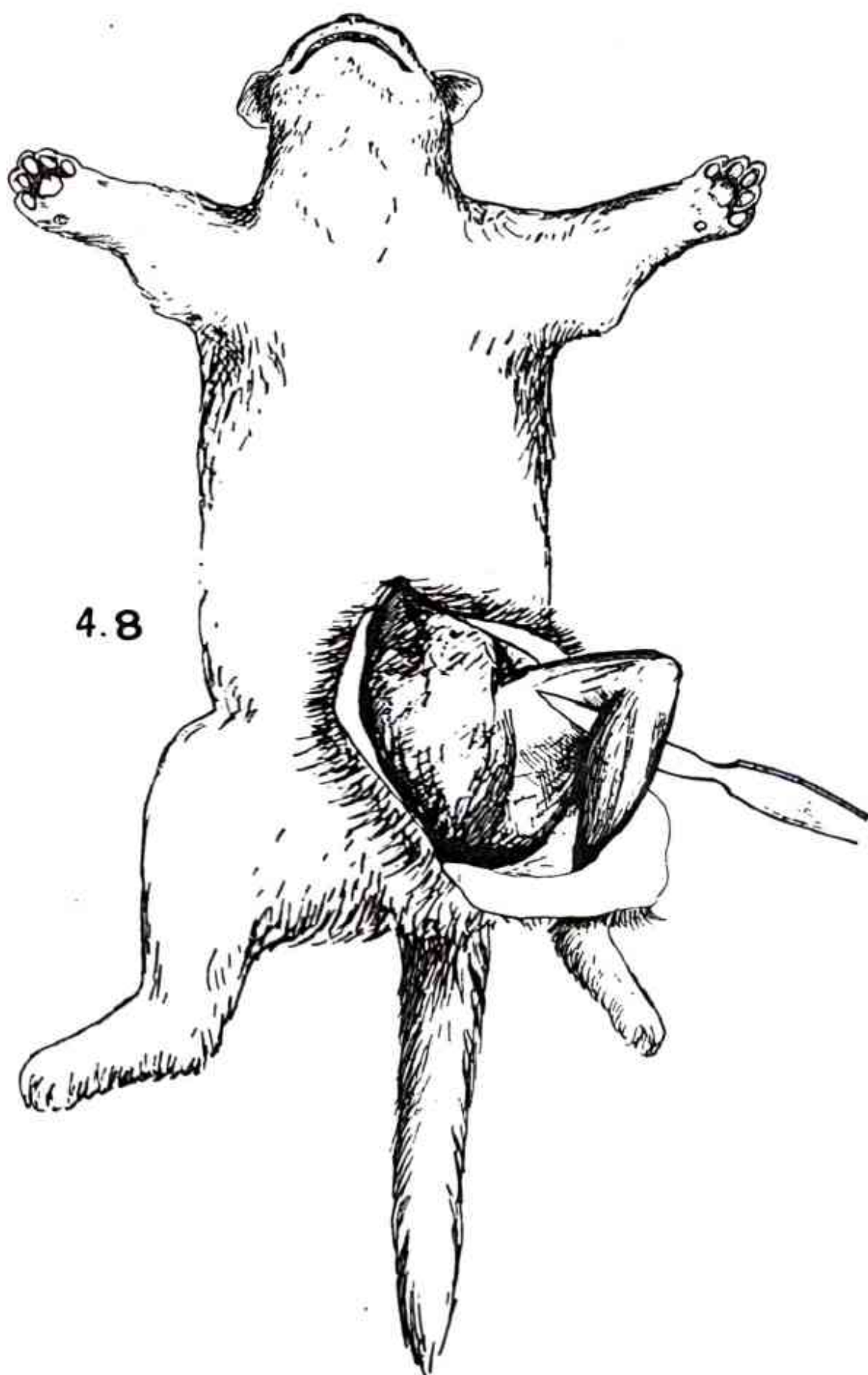



Fig. 4.8 - *corte* da articulação da perna.

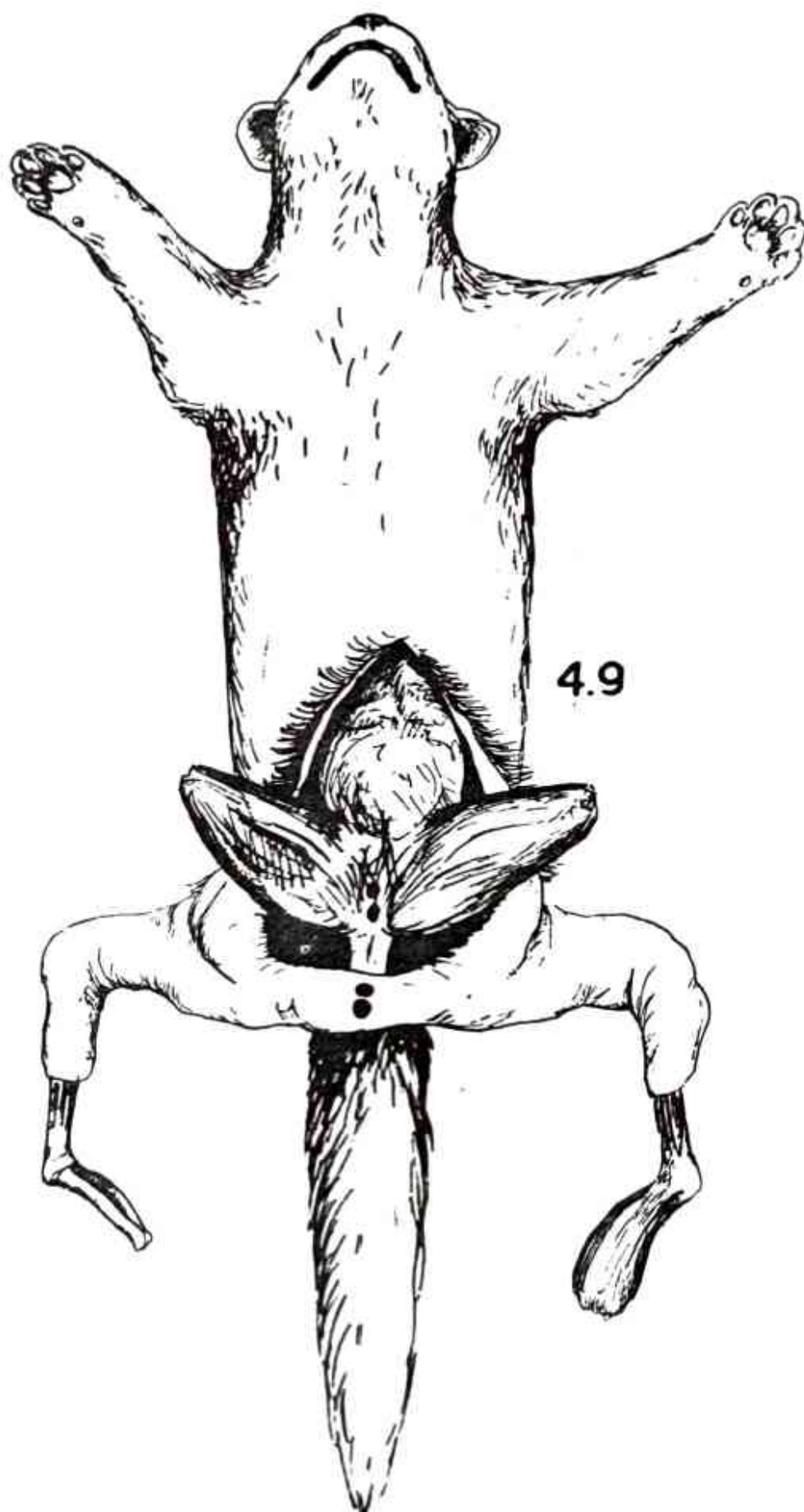



Fig. 4.9 : descolamento da pele das pernas.

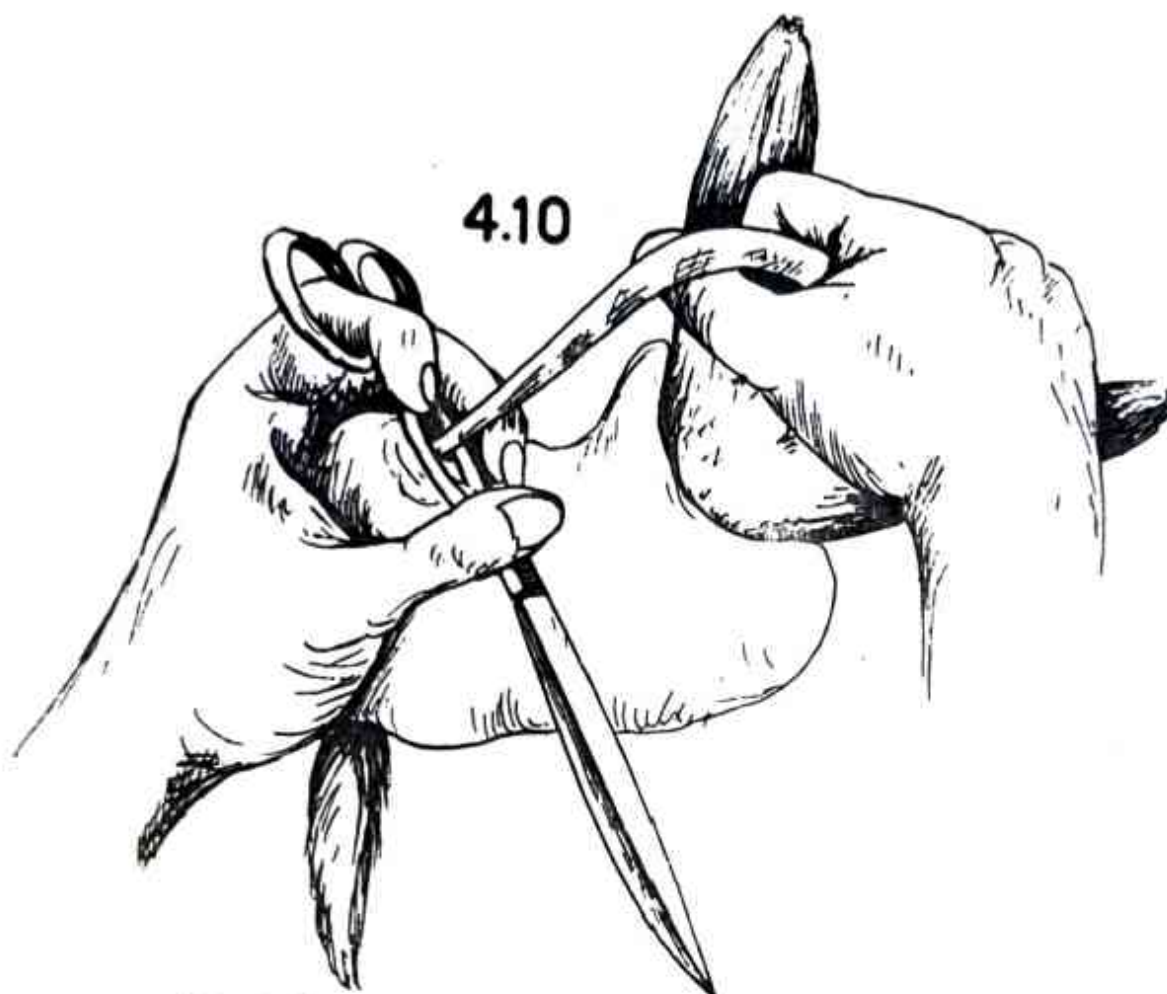



Fig. 4.10 : processo de descolar a pele da cauda.

encontrar os braços, que são trabalhados da mesma maneira que as pernas (fig. 4.11).

Prossegue-se o descolamento da pele, expondo o pescoço e atingindo a cabeça. Corta-se a inserção das orelhas bem rente ao crânio. Procura-se respeitar as pálpebras.

Descola-se a pele da bôca rente aos dentes e prossegue-se até que tôda a pele da cabeça esteja isolada. Deve-se tomar cuidado para não cortar os lábios (fig. 4. 12).

Deixa-se a carcaça de lado e trabalha-se na pele, preparando-a para o envenenamento.

Limpa-se bem o avêsso da pele, principalmente da gordura, e procede-se à costura dos lábios, com agulha e linha, dando pontos isolados.

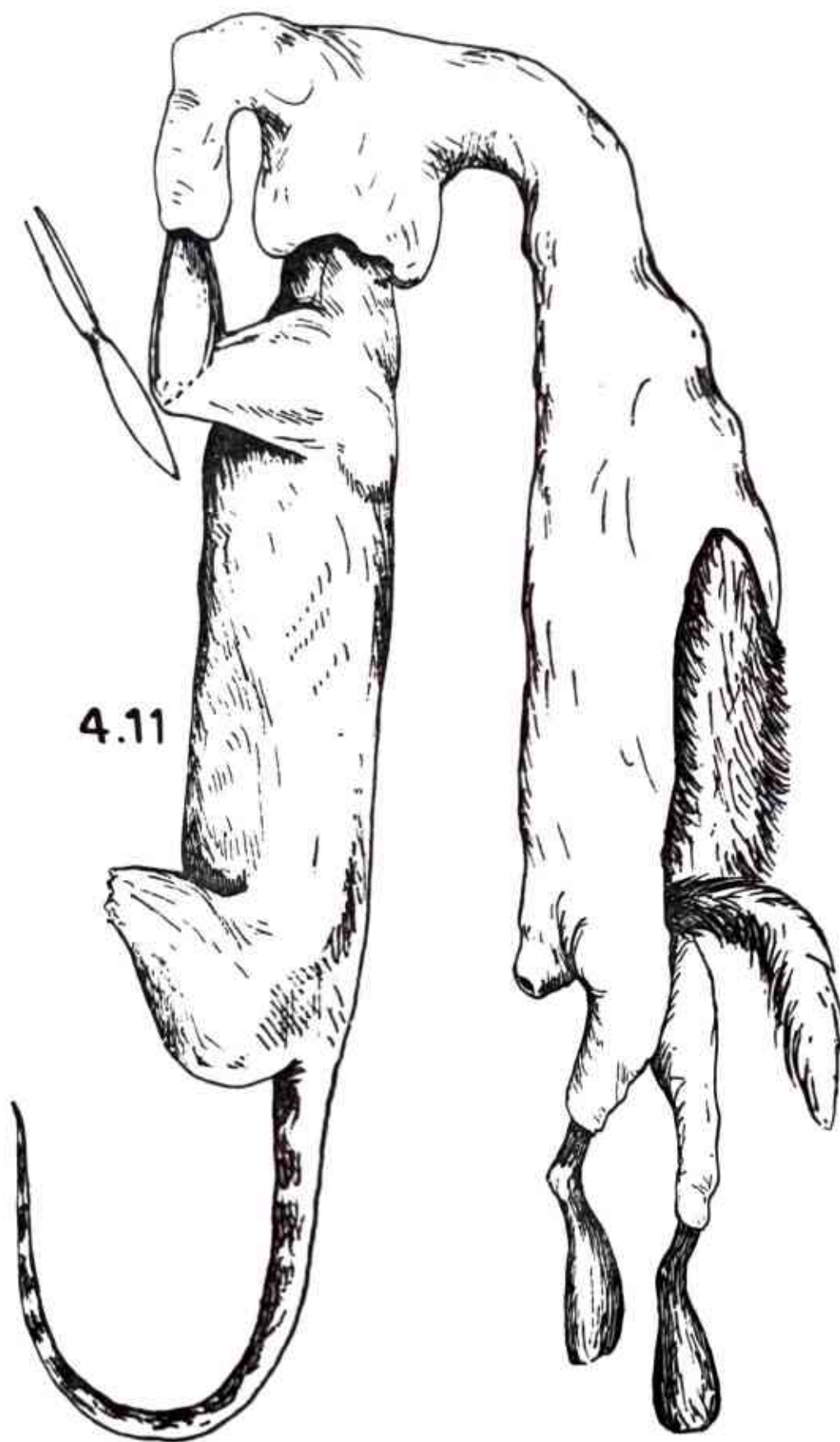



Fig. 4.11 : corpo descolado da pele; corte da articulação dos braços.

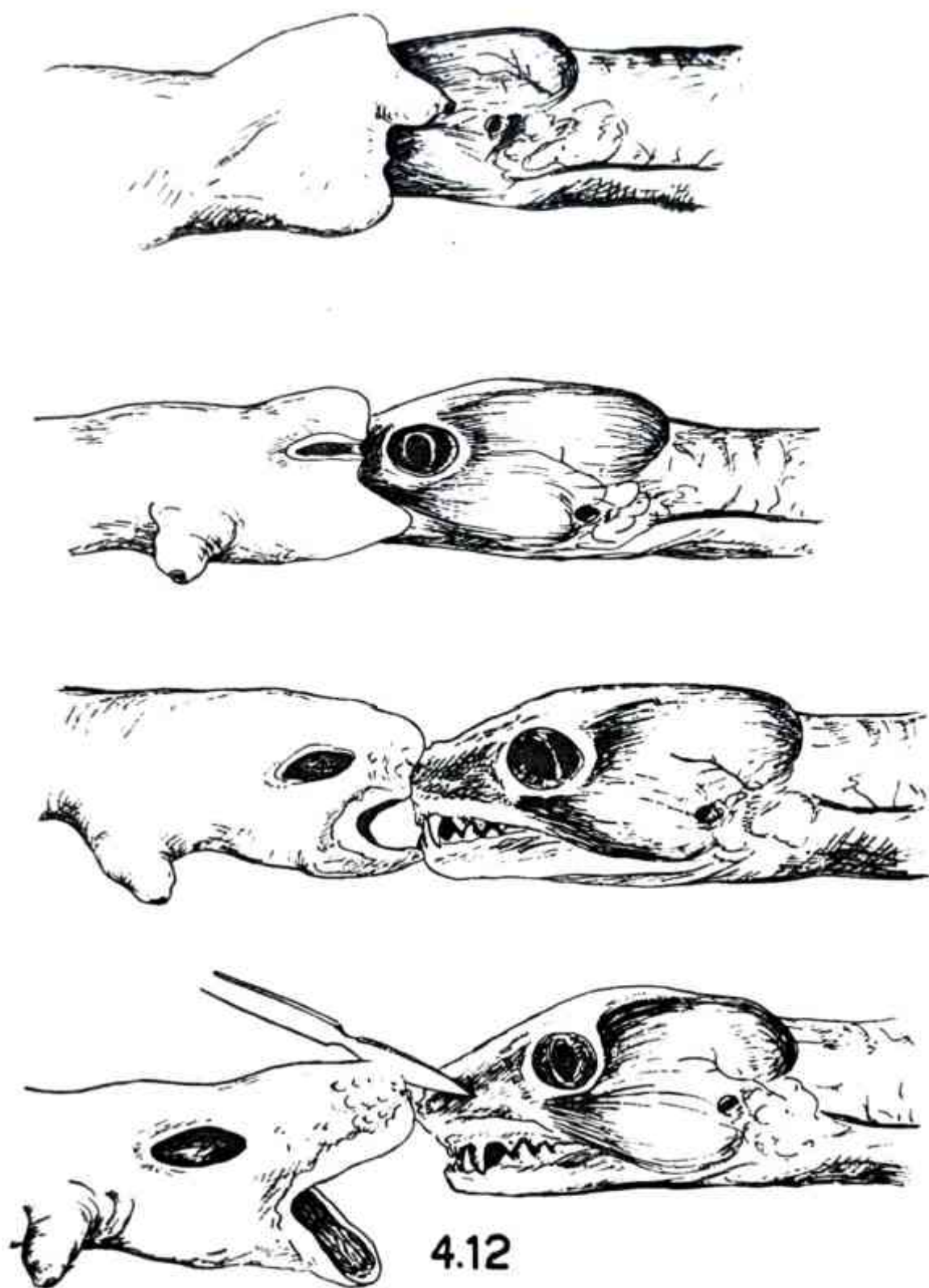



Fig. 4.12 : etapas do descolamento da pele da cabeça:

Com o pincel ou trincha envenena-se a pele com a mistura de arsênico e alúmen.

Envolvem-se os ossos dos braços e das pernas, que ficaram aderentes à pele, com algodão, procurando imitar, em forma e volume, a musculatura retirada (fig. 4.13). Se os ossos foram retirados com a carcaça, para preparo de esqueleto, são substituídos por um chumaço adequado de algodão, prêso com um ponto à pele do punho ou tornozelo. Há também quem coloque uma talinha de bambu no lugar dos ossos. Fazem-se voltar pernas e braços à posição normal, desvirando-os, com cuidado, para não rasgar a pele. Desvira-se tôda a pele.

Corta-se um pedaço de arame ou de taquara, de grossura adequada, que é recoberto por uma camada firme de algodão, pulverizado com o veneno; êste molde, que deve ter no máximo a grossura da cauda retirada, é introduzido nela, até a extremidade, sem no entanto distendê-la (fig. 4.14).

Toma-se agora um chumaço de algodão, dá-se-lhe a forma cilíndrica, de comprimento igual ao corpo do animal (focinho até base da cauda) e, segurando-o com pinça longa, enche-se completamente a pele (fig. 4.14). Êste molde não deve esticar a pele, nem deixá-la muito fôfa. Procura-se deixar a ponta do arame da cauda no meio do chumaço do algodão do corpo, para que não rasgue a pele.

Com agulha e linha fecha-se a incisão ventral, da frente para trás.

Neste momento repassam-se as mãos e pés. Se a escalpelação foi feita até a ponta dos dedos, nada mais há a fazer. Se não foi, há duas alternativas. Pode-se fazer um corte longitudinal em cada dedo (no lado palmar) e puxar com uma pinça, arrancando os tendões flexores e envenenando o lugar. Se não se quiser fazer isso, injeta-se um pouco de formol a 10% em cada dedo ou artelho.

Basta agora fixar a pele, com alfinêtes que atravessem as mãos e pés, numa superfície plana, para secar. Os braços são puxados para a frente, junto ao pescoço e sob a cabeça, e as pernas distendidas para trás e aproximadas uma da outra, ao longo da cauda (fig. 4.15).

Finalmente, com pincel ou trincha limpa-se a pele, para livrá-la do fubá e do veneno aderidos durante a preparação e para alisar bem o pêlo.

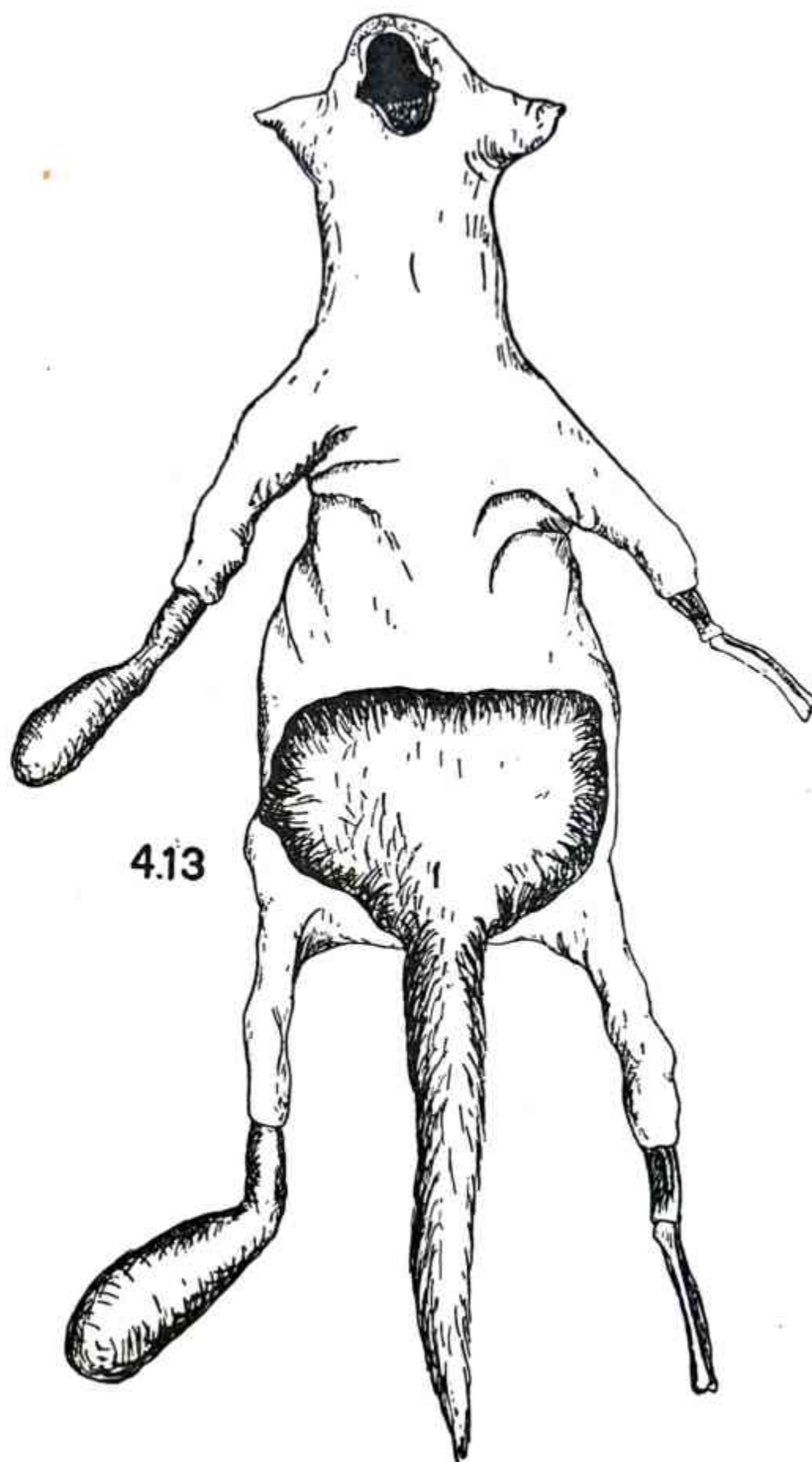
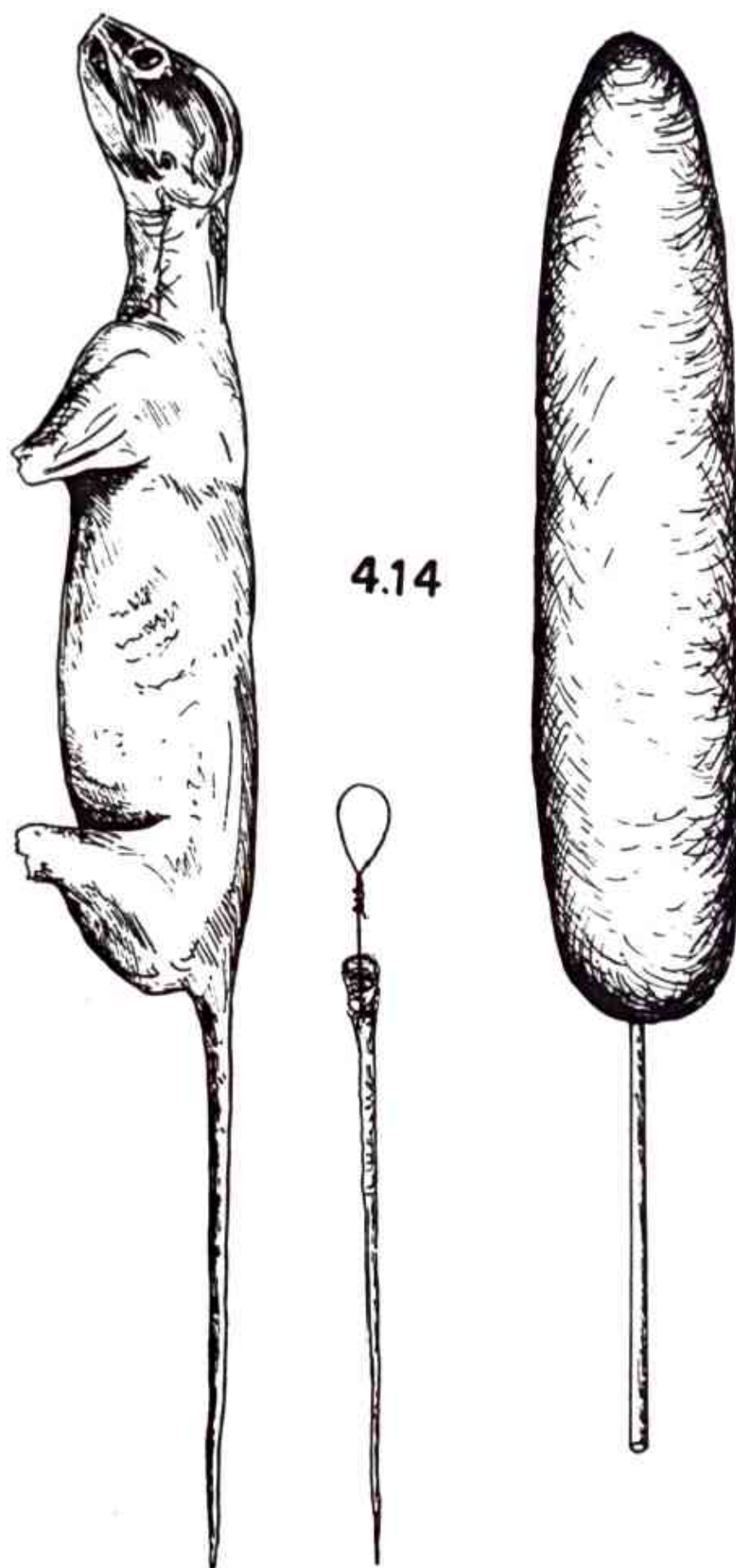



Fig. 4.13 : pele virada do avêsso e envenenada; ossos dos membros envoltos em algodão.

Fig· 4.14: corpo inteiramente separado da pele e moldes de cauda e do corpo.

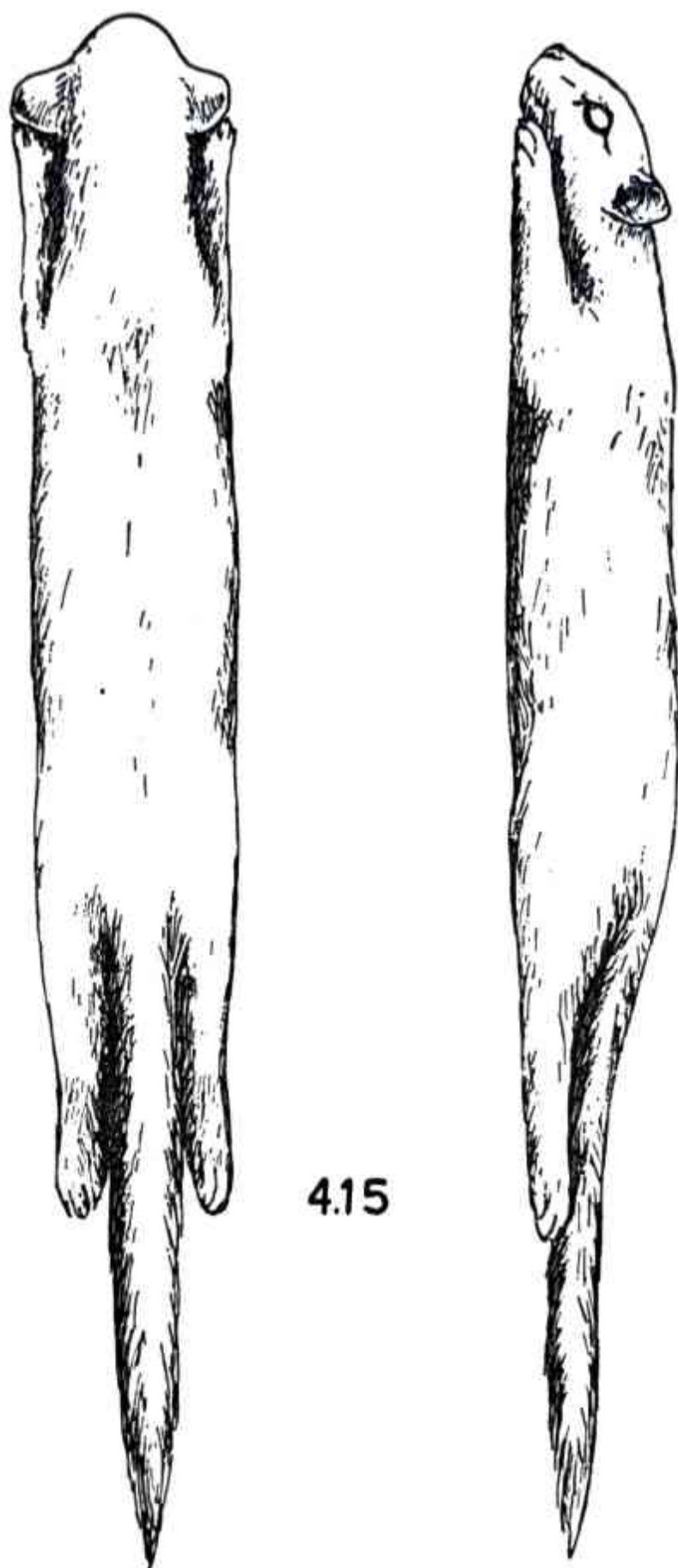



Fig. 4.15 : peça pronta para a coleção — notar posição dos apêndices.

A etiquêta é amarrada na perna.

A secagem deve ser feita à sombra, mas em lugar fresco e ventilado, pois peles expostas ao sol, além de descorarem, amolecem e exsudam gordura, que mancha e favorece a decomposição. As peles devem ser colocadas em lugar inacessível a curiosos, crianças e animais.

4.4.3. **Pele aberta**. No preparo de peles abertas deve-se orientar as incisões de maneira a que não fiquem retalhos mal ajeitados. Faz-se sempre uma do queixo à ponta da cauda. Desta incisão central partem outras até a ponta dos membros.

A escalpelação deve ser minuciosa, virando-se também no avêsso as orelhas, para retirar a musculatura da base.

No caso de veados machos, portadores de galhadas, faz-se na nuca do bicho uma incisão suficiente para retirar o crânio.

Quando a pele está muito gorda e não se consegue tirar bem a gordura a bisturi (caso da capivara, por exemplo), pode-se proceder de duas maneiras. Uma é dar um bom banho de gasolina na pele, se se dispuser de recipiente adequado. Outra é envenenar a pele mas não esticá-la imediatamente — ao contrário, fazer um rôlo frouxo e deixar 12 a 24 horas na sombra. A gordura liquefaz-se e escorre. Envenena-se então de novo.

Para esticar a pele pode-se usar uma moldura de madeira, uma tábua grande ou um jôgo de varas. No primeiro caso, passam-se barbantes nas beiradas da pele e amarram-se na moldura, esticando bem uniformemente. Se se dispuser de uma tábua (ou superfície de madeira) maior que a pele, esta pode ser pregada naquela, com o pêlo para baixo. Êste método é meio perigoso, pois se pode ajuntar água sob a pele e prejudicar a tanagem.

No mato o mais comum é usarem-se varas. Uma vara mestra, grossa, tem uma ponta encaixada no nariz e excede a cauda. Outras varas, dispostas transversalmente ou em X, conforme o caso, esticam os membros e, se necessário, outras partes da pele. Para fixar a vara, esta é bem espontada e a ponta inserida num pequeno furo feito perto (mas não demais) da beirada da pele.

A secagem é feita na sombra, em lugar ventilado.

Peles grandes abertas devem ser cuidadosa e frequentemente revisadas. Verificado qualquer lugar que não ficou bem limpo, volta-se com o bisturi e aperfeiçoa-se a limpeza, repetindo o envenenamento. Se há sinais de decomposição, convém colocar sôbre o lugar em perigo um algodão ensopado de formol a 10% e deixá-lo secar.

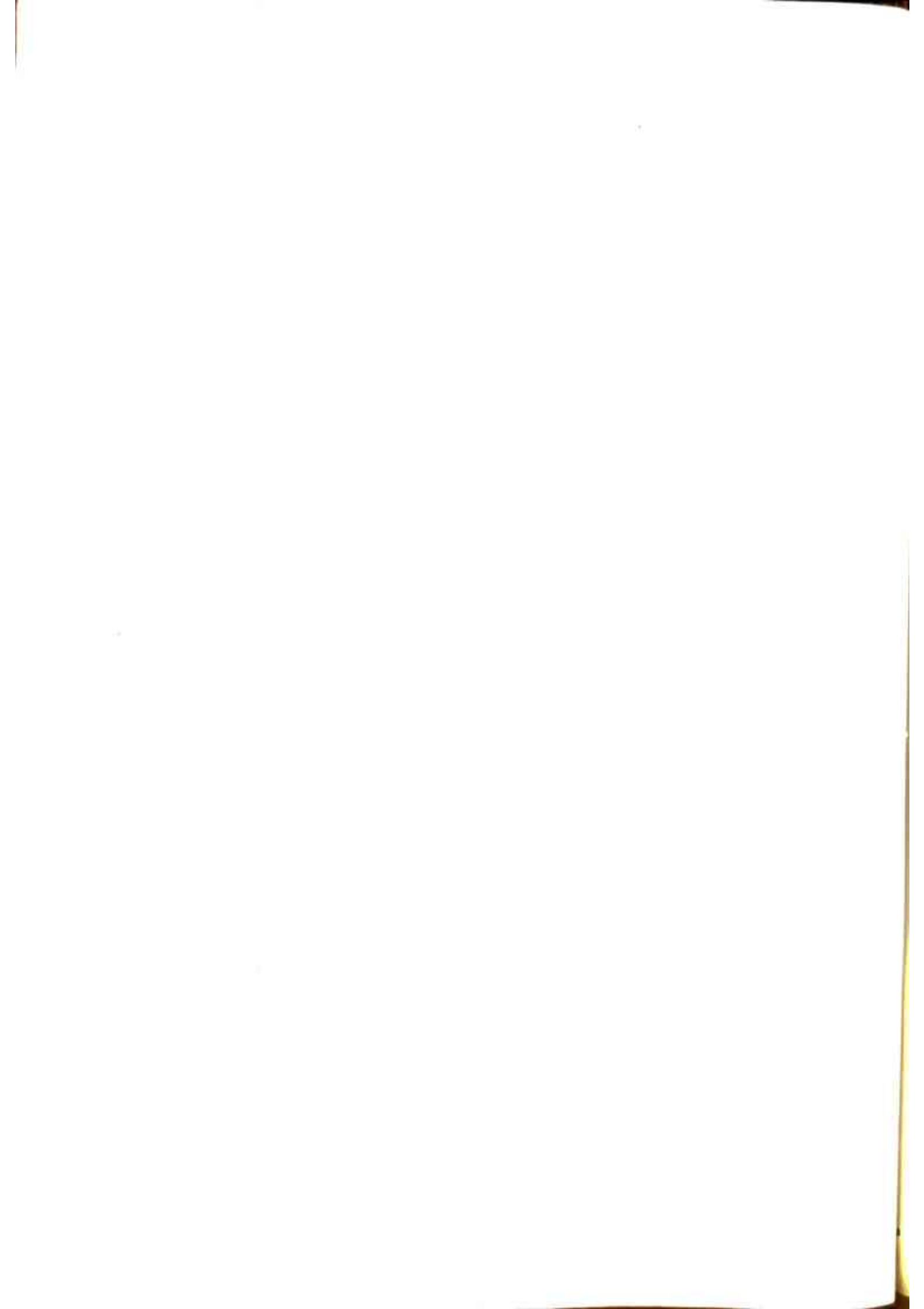
4.4.4. Aproveitamento para anatomia. Convém lembrar que um mamífero pequeno completamente escalpelado constitui uma peça fácil de embalsamar (ver 3.5).

Também se deve lembrar que esqueletos completos são peças preciosas. Sempre que possível, aproveitá-los (ver 3.3.)

4.5. CONSERVAÇÃO POR VIA ÚMIDA (Ver 2.3 e 3.5)

Há quem prefira conservar certos mamíferos por via úmida; é o caso principalmente dos morcegos. Para isso êles recebem injeções de formol no abdômen e no tórax, são molhados com detergente e fixados no formol. Podem ser transportados em sacos de plástico, sem maiores cuidados.

4.6. ROTULAGEM (Ver 2.4)

Cada exemplar coletado leva um número do coletor, que corresponde àquele que será marcado no caderno de campo. Na etiquêta deverá constar a data de captura, o local, o nome do colecionador, o sexo e as medidas do animal, na seguinte ordem: corpo (da ponta do focinho à base da cauda), cauda, da base à ponta, pé (sem as unhas) e orelha, medida pelo lado interno; se possível o pêso. O crânio ou mesmo o esqueleto completo devem levar o mesmo número do exemplar capturado, anotando-se no caderno de campo se essas peças acompanham ou não a pele. A etiquêta não deve ser grande; deve ser de papel resistente e ficar prêsa à pele (geralmente na perna) e nas partes ósseas que a acompanham.

5. AVES

A coleta de aves para estudo científico tem dois objetivos maiores: o estudo da plumagem e outras estruturas externas, e o estudo anatômico do esqueleto e partes moles. Além disso buscam-se dados sôbre os ninhos e os ovos, bem como sôbre a ecologia e o comportamento.

5.1. COLETA

A coleta de aves, como a de outros grupos, pode ser geral ou específica. A coleta geral é principalmente diurna, e se faz com espingarda ou rêde. Em qualquer dos casos o comportamento do coletor é importante: deve mover-se silenciosamente, falar o menos possível e sempre em voz baixa, usar roupas e chapéu de côres sombrias.

Pode-se também fazer coleta geral noturna, com a lanterna de testa. Descobrem-se as aves pelo pio, focam-se os olhos, que brilham, com a lanterna paralela ao cano da arma, e atira-se um pouco abaixo dêles. Apanham-se assim curiangos (é indispensável procurá-los desta maneira) e, menos frequentemente, corujas.

Algumas vêzes usam-se métodos especiais de coleta, que dependem dos hábitos das aves. Assim, numerosas espécies (nhambu, macuco, etc.) podem ser atraídas por "pios" que imitam sua voz, quando usados por especialistas. Outras são atraídas por aves empalhadas, de outra espécie; beijaflores e bentevis atacarão uma coruja, mesmo mal taxidermizada.

No caso de algumas espécies, o chiar de pássaros feridos, seja real, seja imitado, atrai indivíduos, que cercam o caçador e podem mesmo tentar agredi-lo. Êste método é especialmente útil na caçada aos psitacídeos de bando. Também dá resulta-

do a imitação da voz do caboré, que é atacado por muitos pássaros.

Descobrindo-se uma árvore em fruta (a "comida") ou o pouso costumeiro de algumas espécies (uma certa árvore para pombas, uma certa lagoa para marrecas) e lá comparecendo à hora adequada, podem-se conseguir peças que de outro modo seriam difíceis. Ainda algumas espécies de campo (perdiz, codorna) são melhor caçadas com cães, por caçadores treinados. O caçador de aves de campo considera covardia atirar em uma ave no chão; seu orgulho é abatê-la no vôo, quando "encastela". O ponto de vista do zoólogo é o inverso: uma ave no chão admite o tiro com calibre pequeno e chumbo fino, como aconselhado abaixo.

Deixaremos de lado êsses métodos, para os quais é melhor contratar bons caçadores locais, e trataremos aqui dos dois processos gerais mais usados: a epingarda e a rêde. Quer se use um, quer o outro, todo cuidado deve ser empregado no causar o mínimo possível de dano à ave abatida, principalmente à sua plumagem (perda de penas, sujeira causada pelo sangue coagulado ou pelas substâncias regurgitadas pela ave, etc.).

5.1.1. Espingarda (ver 16.6). Devem-se adequar o calibre da arma, o tamanho do cartucho e do chumbo e a distância de tiro ao tamanho da ave e ao local de coleta. A grande maioria das aves encontradas pelo caçador, no Brasil, é do tamanho de uma gralha para menor. Uma espingarda calibre 36, atirando com cartuchos de tipo pequeno e grande, carregados com chumbo 8 (ou mais fino, se disponível) e 5, atende à grande maioria dos casos.

Uma arma curta, revólver ou garrucha, calibre 22, atirando com cartuchos de chumbo mostarda é de grande eficiência nos tiros a pequena distância, em aves pequenas (do beija-flor ao suiriri).

Já na Amazônia, ou em outras áreas onde as árvores frequentemente atinjam mais de 30 metros de altura, é aconselhável o emprêgo de uma espingarda de calibre maior, com a combinação de tamanho do cartucho e chumbo indicados pelas circunstâncias.

Muitos coletores preferem uma arma de calibre grosso (12 ou 16), que serve para peças grandes e para o tiro ao vôo,

munida de um redutor de calibre, também chamado "sobre-calibre", que permite o uso de cartuchos 36.

Abatida, a ave pode cair em lugar limpo ou sujo, morta ou apenas ferida. No sujo nunca deve ser apanhada sem que o lugar seja prèviamente explorado com o facão, evitando-se assim uma picada de cobra. Se cair ferida, é preciso cuidado, pois, se algumas se deixam apanhar sem nenhuma reação, outras brigam e podem atingir o coletor. Os gaviões feridos, por exemplo, apoiam o dorso e as asas abertas no solo e se defendem com as unhas e o bico; as saracuras, frangos dágua, etc., têm unhas longas e afiadas e sabem usá-las no momento certo; os jaburus são extremamente perigosos, por causa do bico longo e forte, manejado como um punhal; os papagaios, periquitos e araras, defendem-se com o bico redondo, servido por uma boa musculatura.

A ave abatida deve ser apanhada pela "perna" (tarsometatarso) ou pelo bico; nunca pelo corpo ou pela cauda, para não se danificar a plumagem.

Se a ave ainda estiver viva, deve ser imediatamente morta. Isto se faz levantando as asas e comprimindo o peito com a mão, até sentir-se a parada do coração ou dos movimentos respiratórios. Durante essa manobra a ave é mantida de cabeça para baixo e com a cauda levantada. Isso porque, nessa ocasião, geralmente regurgita e defeca. Se a ave fôr grande, deve ser deitada de lado, e uma das asas afastada com o pé; comprime-se diretamente o lado do peito com o outro pé até que o coração pare.

Morta a ave, introduz-se na garganta uma bola de algodão que impeça a saída dos líquidos e matérias do tubo digestivo. Se houver sangue fresco na plumagem, a ave segura pelas pernas, deve ser sacudida, sem muita violência, para eliminá-lo. Retira-se na hora, com cuidado, qualquer substância estranha aderente à plumagem, como grãos de terra, etc. Sangue coagulado deve ser limpo mais tarde, com calma, na hora da taxidermização.

Quando se tomam notas no campo, cada nota leva um número igual ao de uma pequena etiquêta amarrada na perna do exemplar.

5.1.2. Rêdes. Durante o vôo, a ave não vê uma rêde feita de finíssimo fio prêto de náilon e com malhas muito es-

treitas, estendida na sua passagem. Bate na rêde; balança-a; procura livrar-se dela; agita-se; quanto mais se mexe, mais se prende.

Existem na praça rêdes de várias dimensões. A mais comum, e muito boa, tem 6 metros de comprimento por 3 de altura (fig. 5.1). Para instalá-la são bons locais o interior (picadas) e a orla das matas, capoeiras e capoeirões.

Escolhido o local de instalação, limpa-se a vegetação em tôrno para que os finíssimos fios da rêde nela não se enrosquem e também para facilitar a livre movimentação do coletor. A rêde é fixada a duas varas, uma de cada lado, por meio de braçadeiras.

A escolha da altura em que a rêde opera é matéria de experiência. Não deve ficar muito esticada; com auxílio dos fios horizontais grossos que a percorrem em tôda a extensão, devem formar-se bolsões em cada secção.

Uma vez instalada e funcionando, o coletor deve estar sempre nas proximidades, observando-a constantemente, para poder ver de que lado veio a ave que se prendeu e para poder desembaraçá-la tão logo colhida. Esta precaução é muito importante, pois permite retirar a ave com pequeno esfôrço e nenhum dano à plumagem, o que não acontece se a rêde, funcionando, fôr abandonada. Neste caso as aves prêsas ficam de tal modo emalhadas, devido ao tempo em que ficaram tentando libertar-se, que retirá-las exige muita cautela e paciência, sendo comuns danos à plumagem. Às vêzes é mesmo impossível libertá-las sem mutilação.

Naturalmente, a probabilidade de apanhar maior número de aves aumenta com o número de rêdes instaladas, dispostas em série. O que limita o número de rêdes é a possibilidade de atenção adequada a cada uma.

As aves devem ser mortas (por compressão do tórax) quando ainda emaranhadas na rêde. Se várias aves caíram ao mesmo tempo, primeiro são tôdas mortas e só depois retiradas.

Se se pretende trabalhar vários dias no mesmo local, não há necessidade de desmontar a rêde à noite para montá-la, novamente, no dia seguinte. Reduz-se a superfície a um mínimo, puxando-a tôda para cima, com auxílio das braçadeiras laterais. Assim ela permanecerá temporàriamente em inatividade

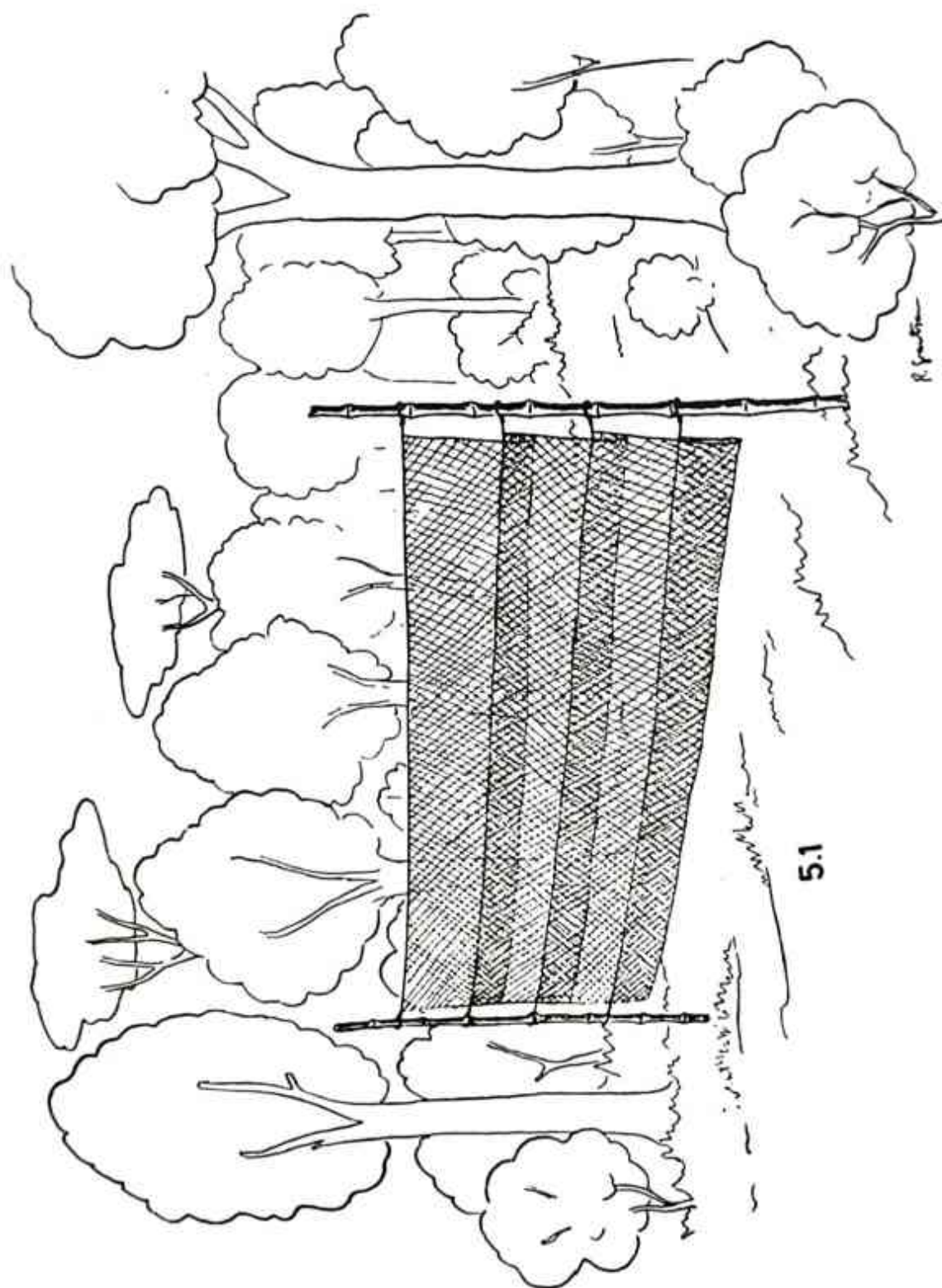



Fig. 5.1 : rêde de náilon para aves.

À noite, esta precaução é essencial; rêde deixada armada à noite, geralmente apanha morcêgo. E morcêgo a inutiliza, pois corta os fios com os dentes.

Recolher a rêde para guardá-la exige cuidados especiais. Não deve ser guardada sem antes ser estendida no solo, por algumas horas, para secar.

As aves apanhadas em rêde também devem receber as bolinhas de algodão no fundo da bôca e na cloaca.

5.2. ACONDICIONAMENTO NO CAMPO

Tomados os cuidados de limpeza logo após a coleta, faz-se um cartucho afunilado, fechado em baixo, de preferência de papel encorpado (tipo revista) (fig. 5.2). Ajeitam-se com cuidado as asas, dispondo-as na sua posição natural, fechadas, alisa-se a plumagem, e enfia-se a ave no cartucho, com a cabeça em primeiro lugar (fig. 5.3). Feito isso, o cartucho é fechado, se se quiser aproveitar os ectoparasitos, ou mantido aberto e colocado no embornal, que deve ser suficientemente alto para poder acondicionar certas aves de cauda comprida (alma de gato, p. ex.). Havendo interêsse na coleta de ectoparasitos, deve-se colocar no cartucho uma bolota de algodão embebida em éter ou clorofórmio.

As aves grandes são trazidas na mão, seguras pelas pernas, ou penduradas no cinto.

5.3. ANOTAÇÕES DE CAMPO

Uma série de notas devem ser feitas na caderneta de campo, assim que a ave esteja morta. A sua falta não invalida o exemplar científicamente, mas a sua presença aumenta de muito o valor da peça.

Em primeiro lugar vêm algumas características de côr da ave, que geralmente desaparecem ao fim de algumas horas após a morte: côr do bico, das partes nuas do corpo e da íris.

Em seguida, o método de captura (rêde, tiro, armadilha) e os dados sôbre o local: formação vegetal (por exemplo, interior da mata, capoeira, cerrado, etc.) e altura aproximada. No

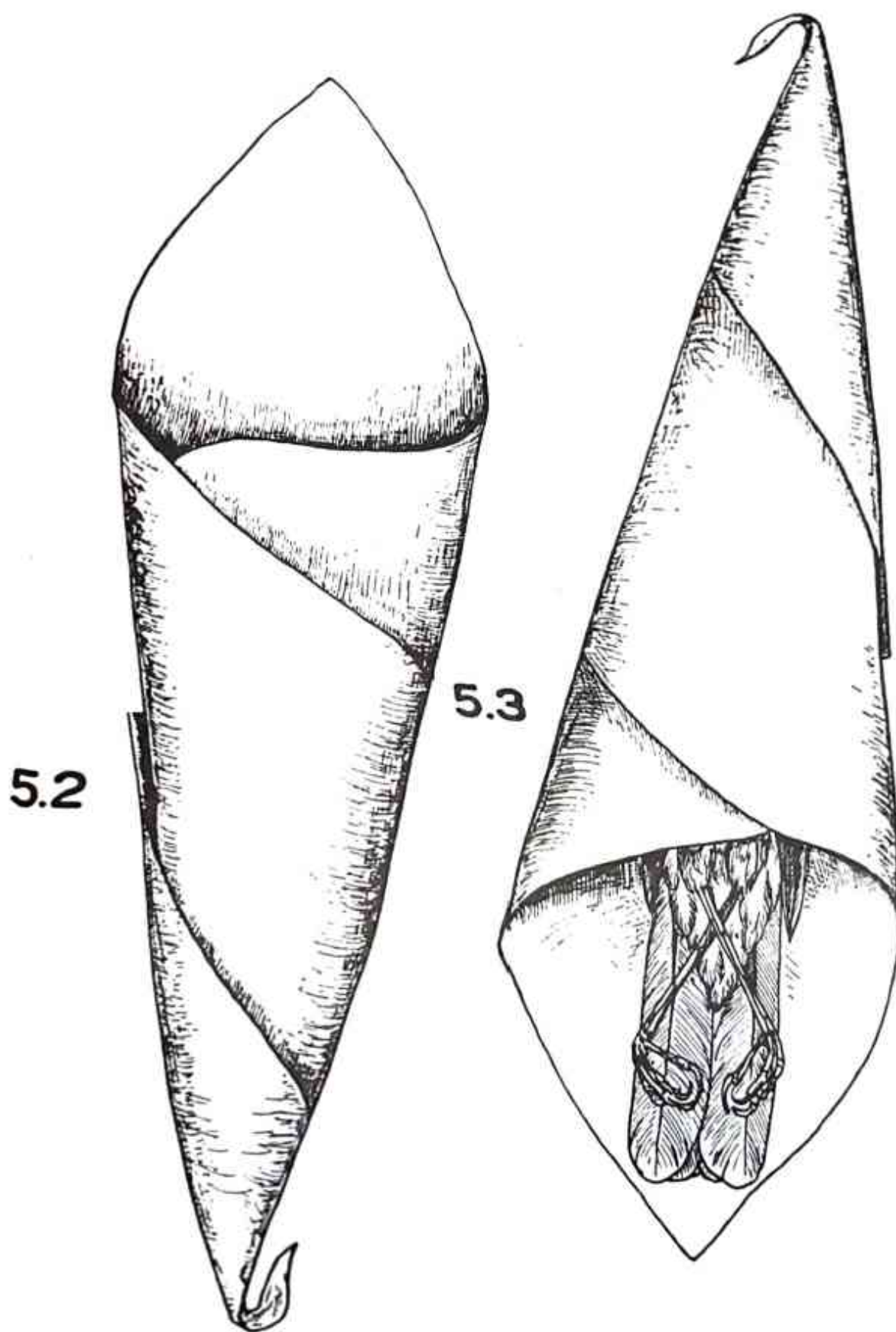



Fig. 5.2 : cartucho de papel; fig. 5.3 : ave colocada no cartucho.

caso de captura com rêde, devem ser anotados os dados relativos à situação desta.

Também são interessantes dados sôbre o comportamento da ave quando coletada. Se estava cantando ou não, se estava isolada ou em casal, ou ainda em bando, se êste bando era formado de indivíduos da mesma espécie ou de espécies diferentes. Se estava nidificando, anotar se os dois sexos colaboravam na construção do ninho ou apenas um dêles, a posição e a altura do ninho e o tipo de árvore ou suporte usado.

Se a ave tiver, na região, nome vulgar, deve ser anotado, junto com o nome do informante, se fôr o caso.

Não se devem esquecer também, o dia, o mês, o ano, a hora da coleta e as condições do tempo na ocasião.

5.4. TAXIDERMIA (Ver 3.1., 3.2 e 3.6)

Trazida do campo para o laboratório ou acampamento, a ave é taxidermizada. Deve o coletor preocupar-se com o tempo decorrido após a morte da ave. Êste deve ser suficiente para que o sangue esteja bem coagulado, mas não para que se instale a putrefação, que impossibilita a obtenção de uma boa peça. O início da decomposição depende de uma série de fatôres, principalmente a temperatura e o lugar do tiro. Em lugares quentes deve-se agir com mais pressa, ao passo que no tempo frio se pode esperar de um fim de tarde para a manhã seguinte. Aves que receberam chumbo nos intestinos devem ser taxidermizadas com pressa.

Os instrumentos necessários são: uma tesourinha, uma pinça de ponta fina, um bisturi bem afiado, uma lâmina gilete, agulha, linha, um pequeno alicate de pontas longas e cônicas, um pincel ou trincha de pêlo fino. Deve-se ter ao lado o fubá e a mistura de arsênico e alúmen.

Inicia-se com uma inspeção rigorosa do exterior da ave. Verifica-se a presença de parasitos (piolhos, larvas de môscas, ver 13). Passa-se depois à limpeza. Sangue coagulado deve ser removido com um algodão molhado ou esponja; seca-se depois aplicando fubá com o pincel. Substitui-se por um limpo o algodão colocado na parte posterior da bôca.

Com a mão ou o alicate partem-se os dois úmeros (osso do braço) perto do corpo. Quebram-se também os dois tíbiotarsos (o osso imediatamente acima do tarso-metatarso, que é a "perna") pouco antes da sua articulação com o fêmur.

Feito isso, coloca-se a ave de barriga para cima (fig. 5.4) Afastam-se as penas que cobrem o meio do corpo, desde 1 cm aproximadamente antes do fim do esterno (osso central do peito) até a borda do ânus. Com a lâmina gilete ou o bisturi faz-se uma incisão daquele ponto do esterno até a borda do ânus, cortando a pele delgada, com cuidado para respeitar o músculo, pois a abertura do abdômen resulta em afloramento da massa intestinal, dificultando bastante o trabalho. Vai-se sempre secando o campo de trabalho com fubá.

Terminada a incisão, com auxílio da pinça e dos dedos, vai-se descolando a pele, separando-a do músculo até surgir a parte quebrada da perna, envolvida pela massa muscular.

A perna, segura na sua articulação inferior, é empurrada para cima, ao mesmo tempo em que a massa muscular vai sendo puxada para baixo, até o osso ficar bem exposto (fig. 5.5). Corta-se a musculatura, deixando o osso bem limpo.

Prossegue-se com cuidado, para não rasgar a pele, descolando-a até atingir a base da cauda. Com o polegar e o indicador de uma das mãos seguram-se as partes laterais da base da cauda, com a outra empunha-se a tesoura e corta-se a base óssea de implantação das penas da cauda (fig. 5.6), mantendo a tesoura perpendicular à região imediatamente anterior à borda do ânus (limite inferior da primeira incisão). Para isso aprofunda-se, com cuidado, a tesoura, até encontrar resistência. Ao corte ouvir-se-á um ruído característico. Êste movimento é muito delicado. Muita gente já tem ficado com o rabo da ave na mão, separado do resto do corpo, por ter aprofundado demais a tesoura.

Vira-se, agora, a pele da ave pelo avêsso. Segurando com uma das mãos os dois ossos da perna (envolvidos pela massa muscular) que ficaram prêsos ao corpo da ave, vai-se com a outra descolando a pele do corpo, até expor o úmero (fraturado no início) e tôda a sua massa muscular (fig. 5.7).

Opera-se agora na região da asa. Prossegue-se arregaçando a pele até expor tôda a musculatura do rádio. Enfia-se a tesoura entre o rádio e o cúbito e corta-se alto, na articulação dêsses dois ossos com o úmero (fig. 5.7). Com êsse movimento são retirados a maior parte do úmero e todo o rádio com a sua massa muscular. Fica o cúbito, osso mais desenvol-

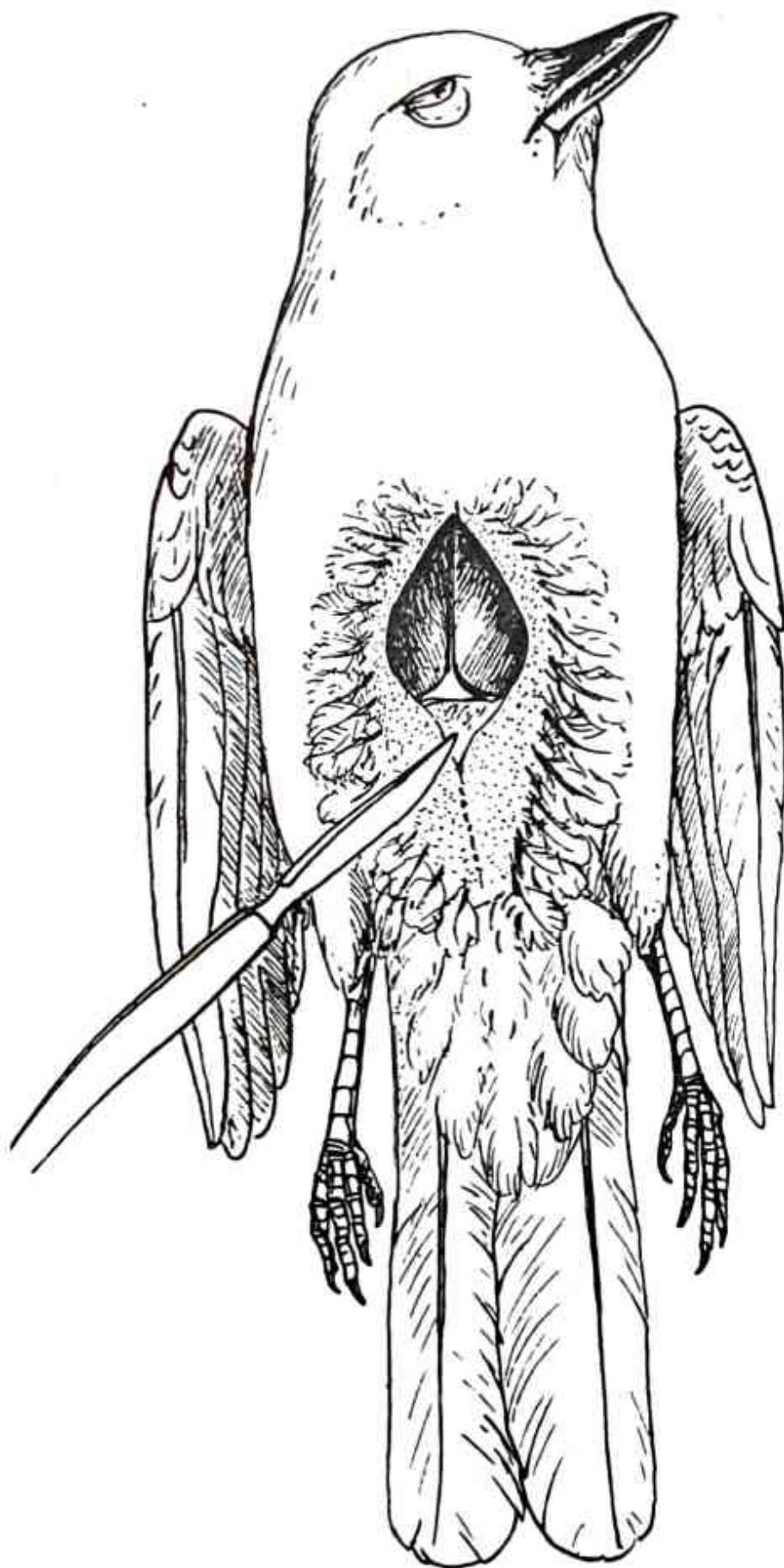



Fig. 5.4 : incisão inicial para taxidermia de aves.

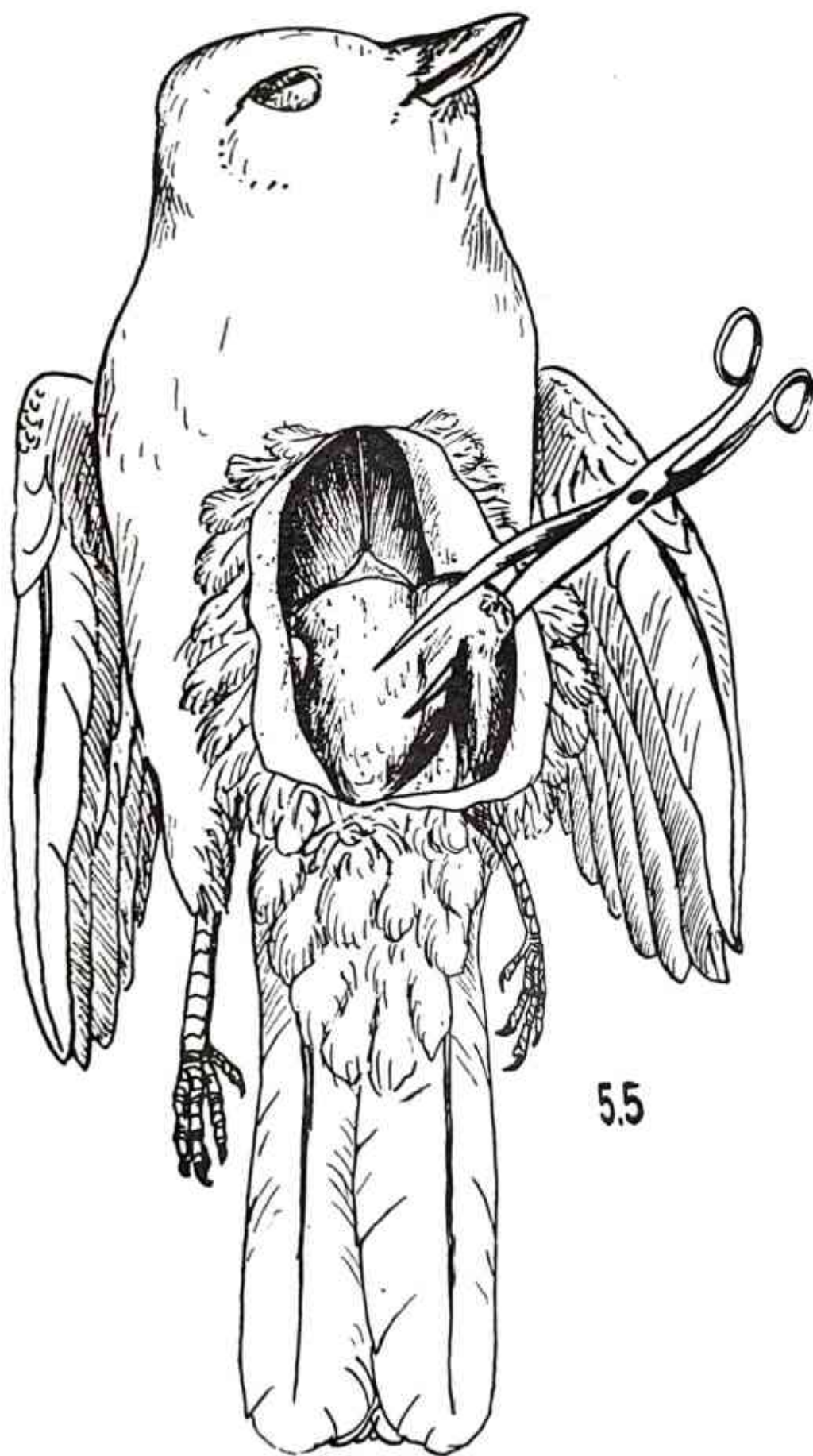



Fig. 5.5 : corte da articulação da perna.

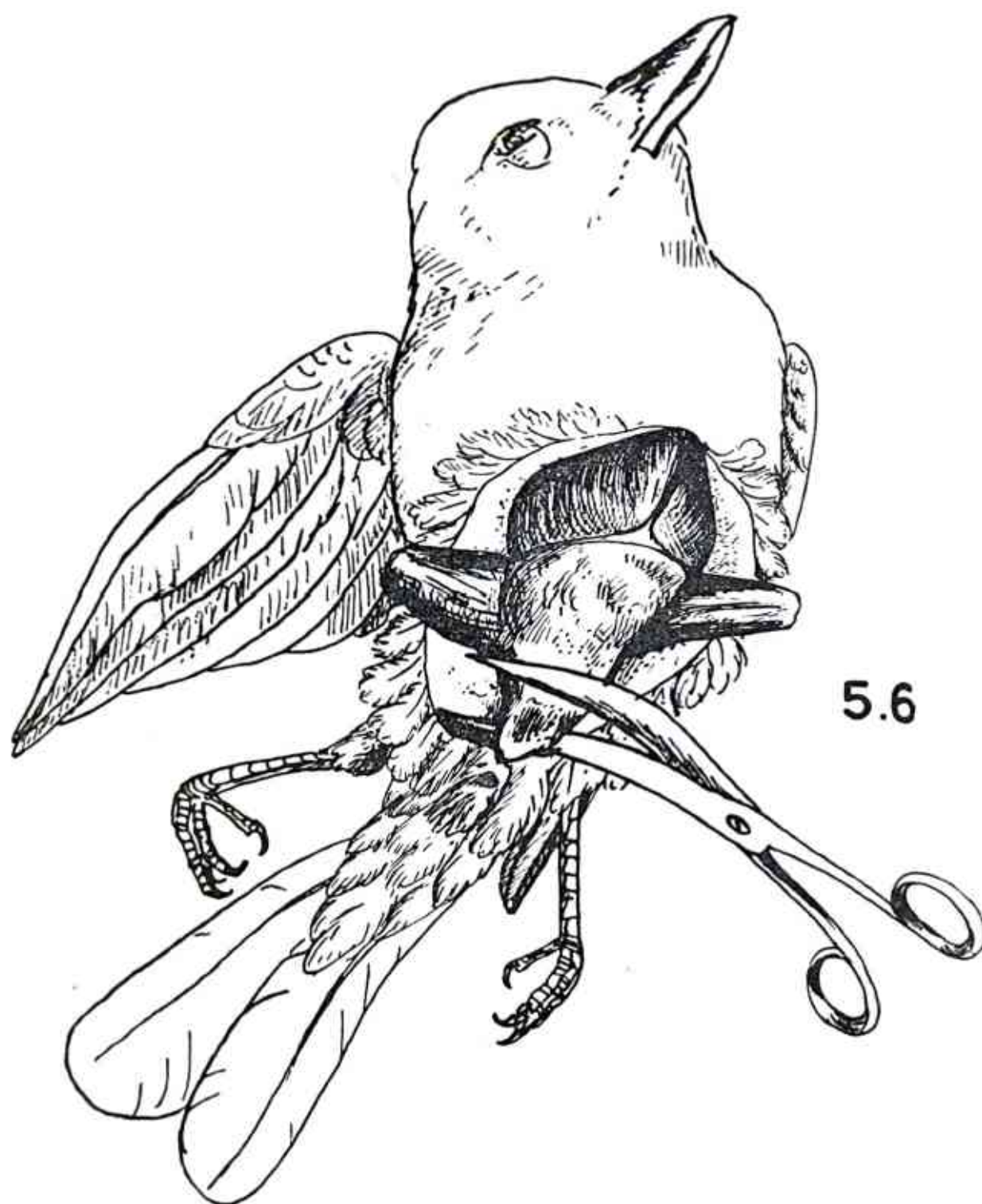



Fig. 5.6: corte da região caudal.

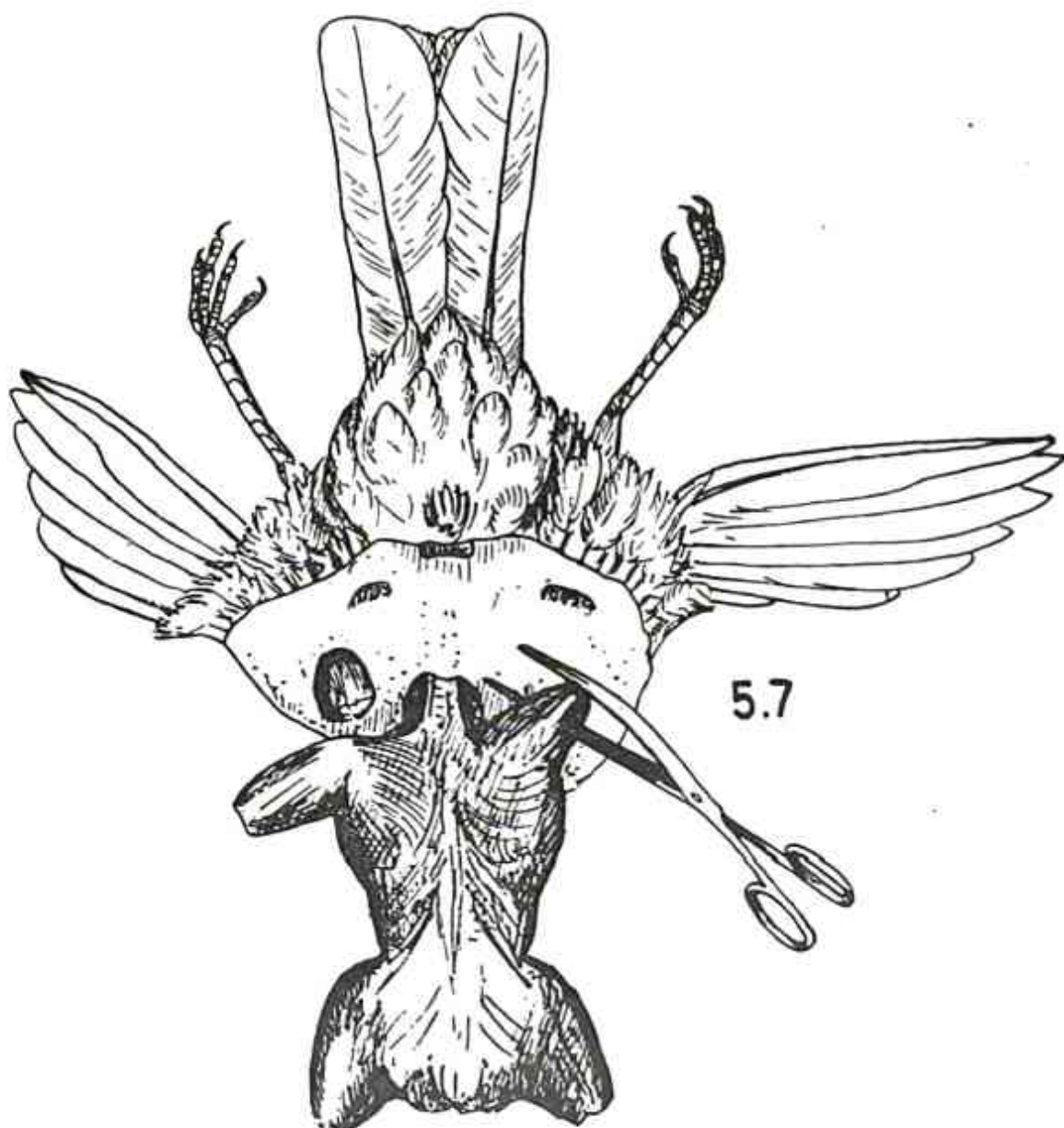



Fig. 5.7 : corpo separado da pele; corte da articulação do braço.

vido do que o seu companheiro (rádio), e onde se inserem algumas das penas da asa (rêmiges secundárias). Retira-se a musculatura do cúbito. Na asa, para-se aí.

Continua-se, agora, a arregaçar a pele do corpo da ave, expondo o pescoço e atingindo a cabeça. Ao aparecer a abertura do ouvido destaca-se, com a unha, a delgada membrana que aí existe. Para a frente, a pele da cabeça é arregaçada até surgir o ôlho. Com a lâmina gilete ou o bisturi, corta-se a membrana fina que protege o ôlho. Uma vez exposto, êste é retira-

do de uma vez com a pinça, enfiada bem dentro da cavidade orbitária, para pegar o pedúnculo. Limpa-se a cavidade vazia com algodão. Continua-se arregaçando a pele até atingir a base do bico (figs. 5.8 e 5,9). Para-se aí.

Agindo agora na porção ventral da cabeça, arranca-se a lingua, pela sua base, bem como a estrutura óssea (hióide) que a acompanha; retira-se a bolota de algodão. Corta-se depois a parte posterior do crânio, de cima para baixo (fig. 5.11).

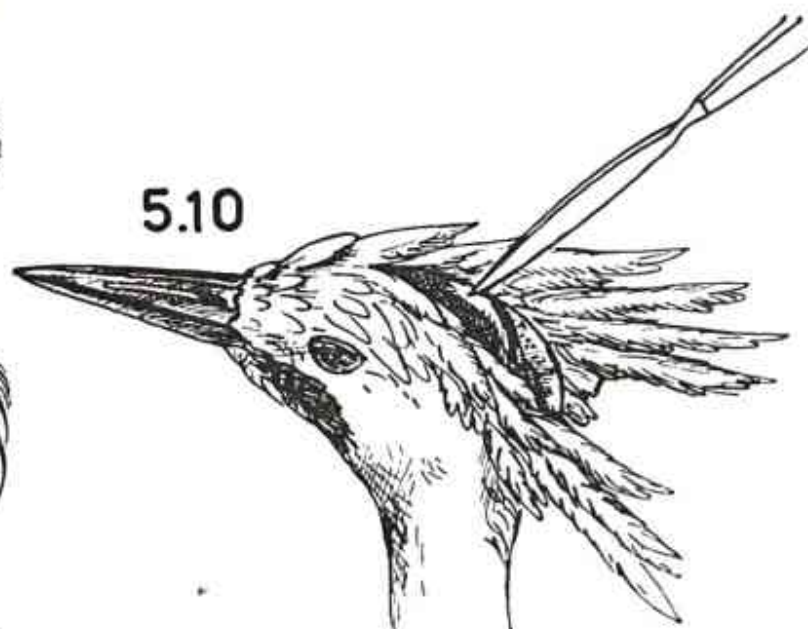
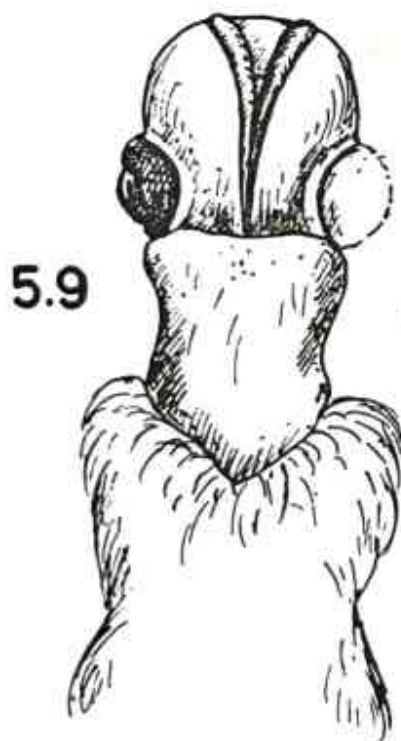
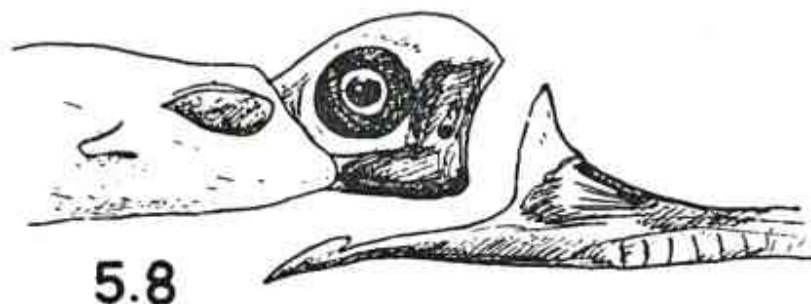



Fig. 5.8 : descolamento da pele da cabeça; fig. 5.9 : enucleado o ôlho, substitui-se por algodão; fig. 5.10 : método para tirar a pele da cabeça de picapaus.

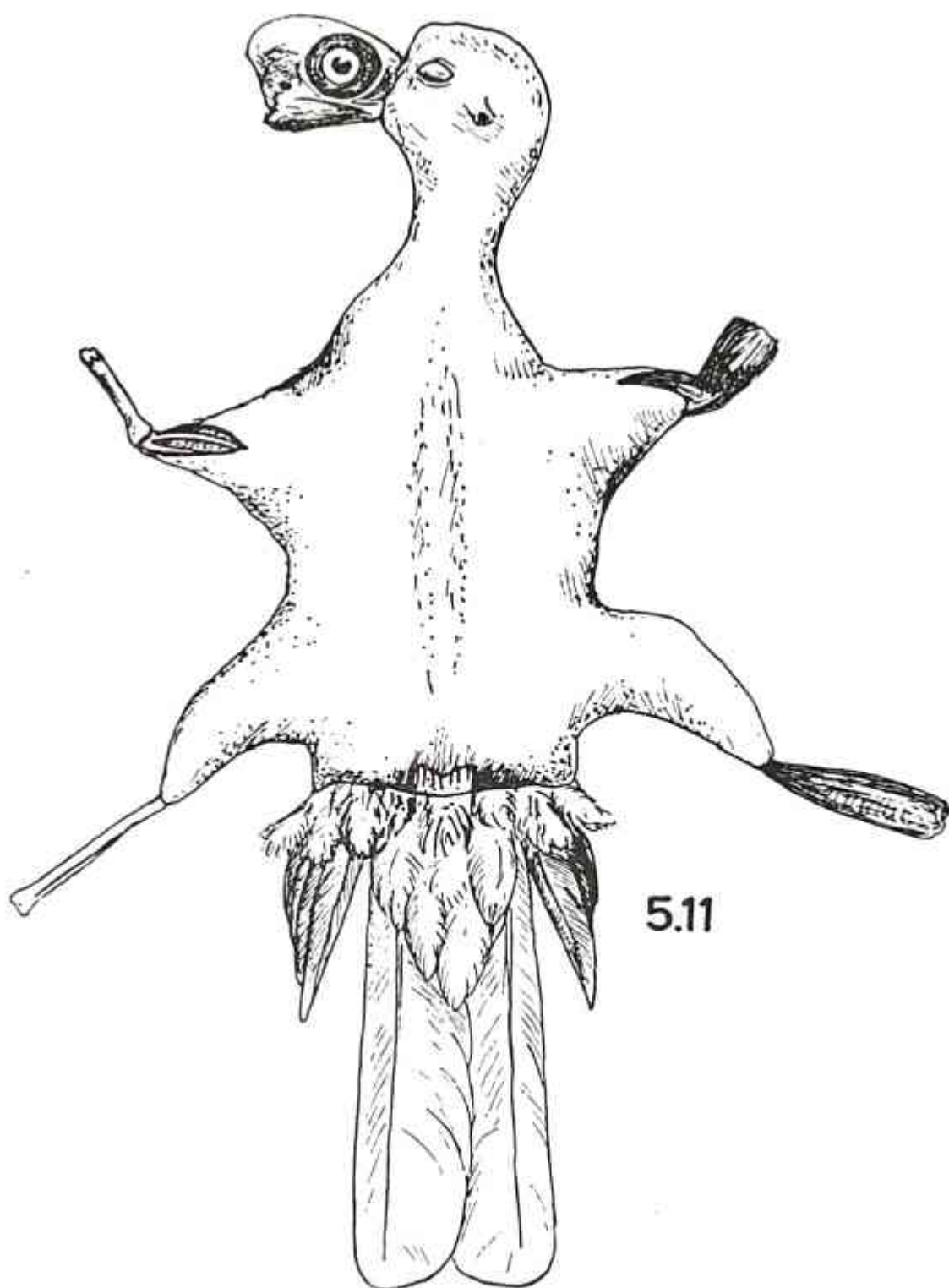



Fig. 5.11 : pele virada do avêsso, envenenada e ainda ligada ao crânio.

Certas aves (pica-paus grandes, alguns periquitos) têm a cabeça muito volumosa, o que dificulta ou impossibilita sua passagem pelo pescoço. Faz-se, nesses casos, uma incisão longitudinal na nuca, para passar o crânio (fig. 5.10).

Terminado êsse movimento, o corpo da ave está completamente separado da pele. Deixa-se a carcaça de lado; mais tarde vai ser utilizada para outros fins.

Retira-se, agora, tôda a matéria existente no interior do crânio. Para isso, tabalha-se primeiro verticalmente com a tesoura, cortando os ossos que ela encontrar; faz-se isso dos dois lados. Ainda com a tesoura, aproveitando o espaço deixado pela lingua, que foi retirada, corta-se bem atrás o osso do assoalho do crânio. Com a pinça retira-se o cérebro. Limpa-se bem o espaço vazio.

Retira-se a glândula da base da cauda com o bisturi ou elimina-se o seu conteúdo, expremendo-a.

Com auxílio do pincel envenena-se a pele e o interior do crânio com a mistura de arsênico e alúmen.

Substituem-se o cérebro e os olhos por bolas de algodão limpo. Envolve-se o tíbio-tarso com um algodão, procurando imitar, o mais possível, a forma e o volume da massa muscular retirada. Recolhem-se as pernas, fazendo-as voltar à posição normal na ave. Com agulha e linha unem-se, por dentro, as duas asas, deixando sempre entre elas um pequeno espaço, passando a agulha na pele e na articulação do rádio-cúbito com a mão (carpo-metacarpo) (fig. 5.12).

Envenenada a pele, unidas as asas, recolhidos os tíbiotarsos, começa-se a desvirar a ave, com auxílio dos polegares, indicadores e dedos médios das mãos. Tão logo surja o bico, é seguro para melhor apoio na operação.

Terminada esta fase, temos apenas a plumagem de uma ave cujos músculos e órgãos internos foram retirados. Ajeita-se, com os dedos, com cuidado e capricho, a plumagem do corpo e das asas, abrindo e individualizando tôdas as penas. Com a pinça dá-se relêvo ao enchimento dos olhos, afofando o algodão já deixado nas cavidades orbitárias. Endireita-se o pescoço com a pinça fechada, introduzida por dentro e lá aberta se houver necessidade.

Com um pedacinho de bambu e algodão nêle enrolado

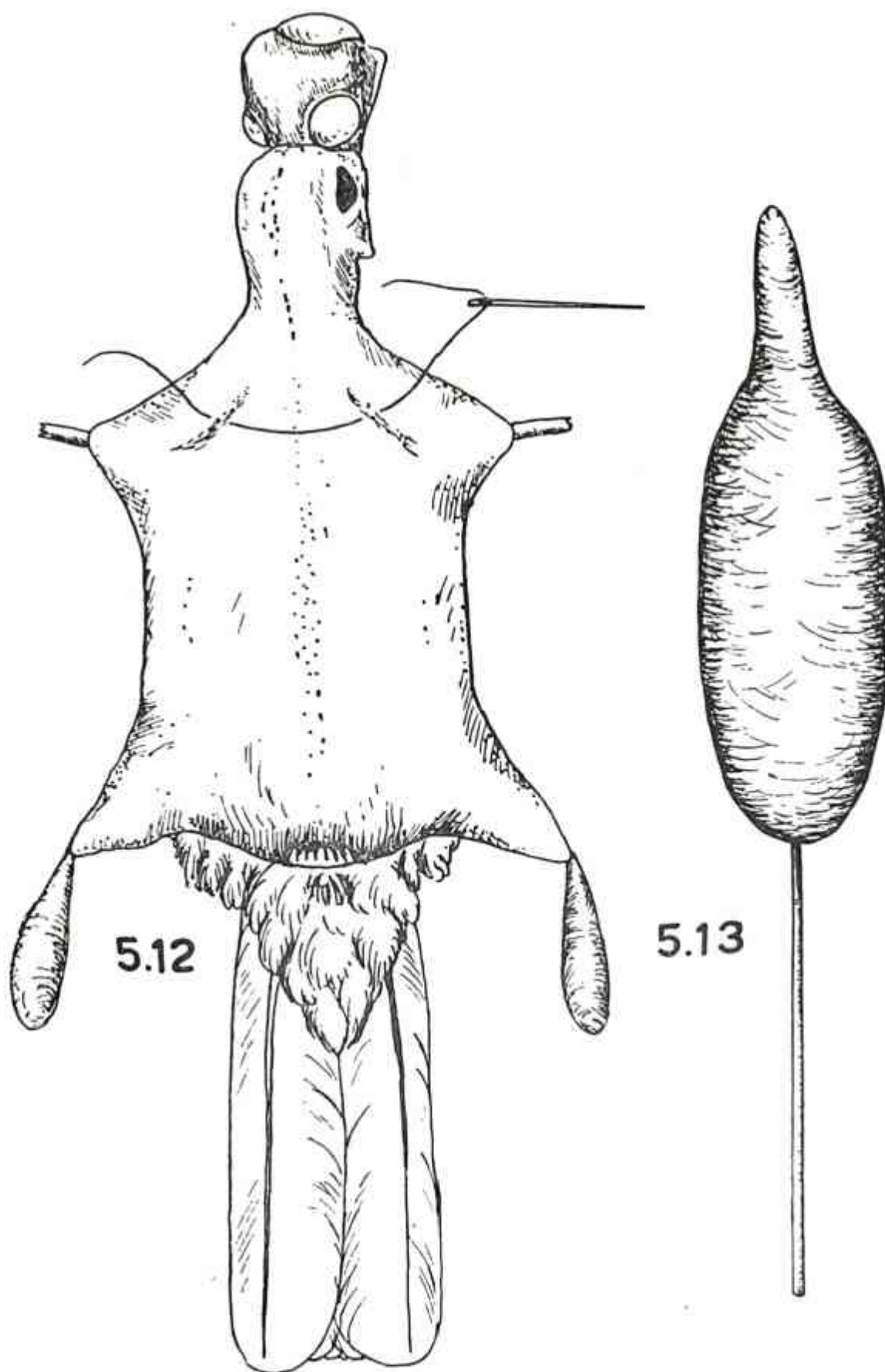



Fig. 5.12: crânio e membros enrolados em algodão; asas ligadas por laçada de linha; fig. 5·13: boneca de algodão que encherá a pele.

faz-se uma fôrma cônica que irá substituir o corpo da ave (fig. 5.13). Considerando que ela ficará com o pescoço esticado, a vareta deve estender-se da base do bico até a base da cauda. Pronta a fôrma cônica, é enfiada com a ponta para a frente, até a base do bico. Êste é mantido aberto; através dêle segura-se a ponta da fôrma, com a outra mão acomoda-se a pele com as penas sôbre a fôrma, que é ajeitada no interior da ave, evitando-se que esta fique com o pescoço ou o corpo demasiado estufados ou magros e esticados.

Fecha-se agora a incisão inicial com três a quatro pontos de agulha e linha de costura. Ao terminar não se corta a linha muito rente, mas deixa-se sempre uma sobra. A agulha deve perfurar apenas a pele, não apanhando nenhuma pena. Enquanto a cavidade é costurada, empurra-se com a pinça o algodão para dentro. O último ponto deve ser dado na pele do ânus. Para fechar a cavidade de aves do tamanho de uma gralha para cima, utiliza-se cordonê n.º 1 ou zero.

Retiram-se os tendões do pé das aves grandes através de uma incisão praticada no assim chamado "calcanhar". Passa-se a mistura de arsênico-alúmen na abertura que ficou. Nas aves pequenas não há necessidade de retirar os tendões.

O bico deve ser fechado e amarrado, com linha passada com a agulha, de narina a narina.

Ajeita-se novamente a plumagem, acomodando as asas bem coladas ao corpo. Cruzam-se as pernas, nelas amarrando a etiquêta.

Terminada a taxidermia, envolve-se a peça em uma camada fina de algodão (fig. 5.15) e deixa-se secar, assim, uns 3 dias. Pronta para a coleção de peles de um Museu ela deve estar com o pescoço esticado (não encolhido), cauda pouco aberta, asas bem coladas ao corpo (fig. 5.14).

Verifica-se o sexo, praticando uma incisão que abra largamente o abdômen do lado esquerdo e levantando a massa das vísceras com auxílio da pinça. Êsse movimento descobre os órgãos sexuais internos, dispostos na linha mediana, acima dos rins, que estão colados à parede posterior da cavidade abdominal. Se o exemplar é macho, vêem-se, simètricamente dispostos, os dois testículos, quase perfeitamente redondos, lustrosos. Seu tamanho varia muito, conforme a estação do ano, sendo muito pequenos na época de repouso sexual e crescendo

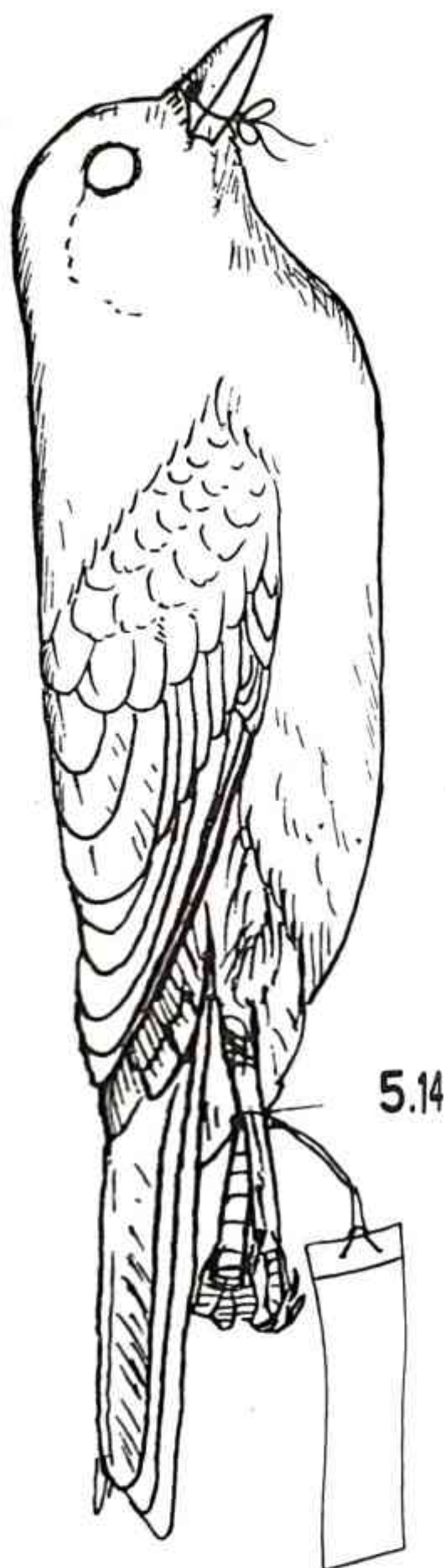
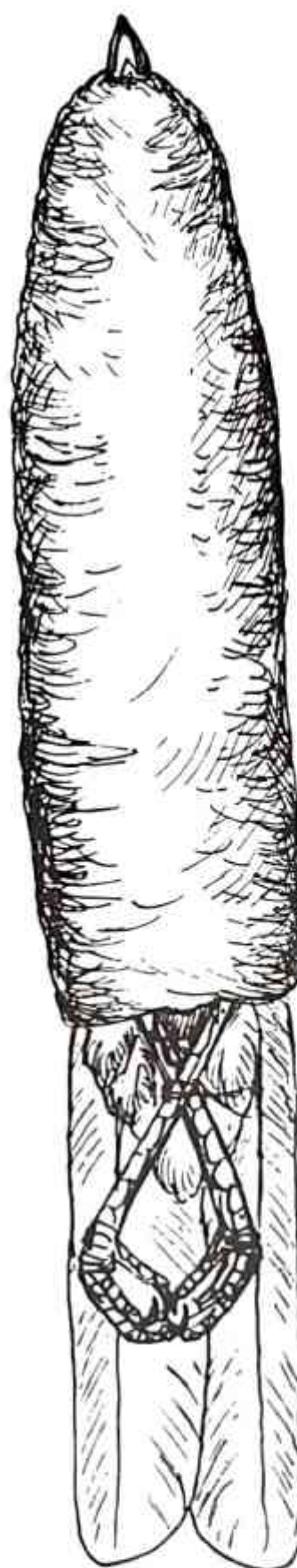



Fig. 5.14 : ave pronta para entrar na coleção; fig. 5.15 : ave recém-taxidermizada, envolta em algodão para secar.

durante o cio. A fêmea tem apenas um ovário, o esquerdo, que se apresenta como um corpo irregular, formado de muitos pequenos glóbulos de tamanho variável, que são futuros ovos.

5.5. ROTULAGEM

A etiquêta de campo deve conter os seguintes dados: localidade, data, nome do coletor, sexo.

5.6. PROCESSOS DE EMERGÊNCIA

Às vêzes é indispensável trazer uma ave para identificação apenas, mesmo sabendo que mais provàvelmente não poderá ser utilizada para a coleção.

Um primeiro processo é tirar o melhor que se puder a pele, embora sem a finura da taxidemia profissional, envenená-la e trazê-la vazia. É o que se chama na gíria zoológica um "mamarracho".

Outro processo consiste em apenas retirar as vísceras e substituí-las por algodão ensopado em formol. No caso de aves maiores, injetam-se ainda o peito e coxas. Uma peça assim preparada durará até uns 10 ou 15 dias.

Finalmente, jogar a ave no formol ou álcool permite, se bem que com mais dificuldade, ulterior identificação.

5.7. CONTEÚDO ESTOMACAL

Retira-se o estômago que é costurado dentro de um pedaço de pano, etiquetado com número idêntico ao da pele, e conservado em formol a 10%.

5.8. PEÇAS ANATÔMICAS

Tanto as peças para estudo de partes moles quanto as esqueléticas são preparadas pelos processos gerais descritos em 2.3, 3.3 e 3.5.

5.9. NINHOS E OVOS

Ninhos e ovos só devem ser coletados quando se tiver

certeza da espécie e, de preferência, quando se possa abater pelo menos um dos membros do casal.

Quando se surpreende a construção e se tem tempo, é interessante acompanhar, anotando, o serviço, até a deposição dos ovos, e depois colhêr tudo: aves, ninho e ovos.

O principal problema relativo aos ninhos é a embalagem, que é normalmente difícil, devido à fragilidade ou tamanho. Se não se tiver certeza de poder trazer a peça intacta, é mais inteligente deixá-la em paz.

Os ninhos devem ser cuidadosamente examinados em busca de insetos parasitos ou comensais, que são sempre muito interessantes.

Os ovos devem ser esvaziados. Inicialmente são agitados, com certo vigor, para homogeneizar o conteúdo. Fazem-se depois dois buraquinhos, um em cada polo, com uma broca ou uma agulha de injeção, e deixa-se escorrer o conteúdo. Deve-se anotar a côr do ovo fresco.

6. RÉPTEIS E ANFÍBIOS

Os répteis e anfíbios são geralmente coletados e estudados em conjunto; a especialidade chama-se "herpetologia" (estudo dos que rastejam). Teremos aqui inicialmente uma parte geral e depois as técnicas específicas, que diferem bastante de grupo para grupo.

6.1. GENERALIDADES SÔBRE COLETA (Ver 2.1)

Consideraremos inicialmente 3 tipos principais de coleta: a coleta diurna geral, a coleta noturna de anfíbios, e os casos especiais, em que se vai atrás de um bicho específico e fora do comum.

6.1.1. Coleta geral. A conduta do coletor é simples. Ou explora um determinado ambiente pré-escolhido, ou escolhe uma direção determinada e vai seguindo, examinando os ambientes que lhe pareçam propícios. É sempre aconselhável trabalhar aos pares, pois não só há mais segurança, como também o serviço rende mais. Por um lado, fica muito mais fácil descobrir e cercar bichos; por outro, as conseqüências de qualquer acidente são atenuadas.

O bom coletor nasce feito e se aperfeiçoa com a prática: conselhos teóricos pouco adiantam. No entanto, há algumas regrinhas práticas, que a experiência indica:

a) Virar **todos** os troncos caídos (mesmo pequenos) e pedras que se encontrar, mesmo no cerrado, onde 99% não têm nada. Neste tipo de coleta pegam-se, além de infreqüentes mas quase sempre ótimos répteis e anfíbios, muitos invertebrados, especialmente diplópodos, aranhas e insetos. Convém sempre esgravatar um pouco a terra úmida debaixo dos troncos e rachar com o facão aquêles mais podres (ver 15.1).

b) Olhar em baixo de cascas de árvores, quando semi-destacadas.

c) Examinar o maior número possível de bromélias (ver 15.5.).

d) Na mata, examinar com cuidado o folhiço que se acumula no chão, marchando vagarosamente e arrastando um pouco os pés. Os bichos que aí vivem (lagartos e sapinhos) são pequenos, e geralmente ótimos. Neste tipo de coleta é quase indispensável o trabalho em dupla.

e) Ainda na mata, mexer com a pinça ou facão nos acúmulos de fôlhas podres que ficam em forquilhas ou outros lugares elevados.

f) Na beirada da mata, prestar muita atenção nos galhos até 4-5 m de altura. É habitat de lagartos arborícolas.

g) Examinar bem todos os buracos grandes, especialmente de lados verticais, tais como poços, valas, etc. Muitos bichos são aí aprisionados naturalmente.

h) Em lugares em que há moitas, com áreas limpas no meio, e especialmente nas horas quentes, aproximar-se cautelosamente, pois pode haver lagartos forrageando.

i) Examinar as margens de brejos e ribeirões, mesmo de dia; há anfíbios e cobras.

j) Um sistema para capturar lagartos, sapos e cobras vivos é enterrar latas vazias de 20 litros, com o tôpo ao nível do chão, e tapá-las com tábuas ou troncos, deixando frestas. Os bichos que procuram abrigo ou comida debaixo das coberturas caem na lata e não conseguem sair. Êste método é bom para quem reside em lugar de boa fauna herpetológica, pois o investimento inicial de serviço é grande e só compensado por atividade prolongada. É essencial revistar estas trampas pelo menos duas vêzes por dia, e não deixar animais nelas nas horas mais quentes, ou na chuva.

6.1.2. Coleta noturna. Localiza-se prèviamente um brejo ou lagoa onde os sapos estejam cantando (ou haja probabilidade disso) e estuda-se bem a topografia do local durante o dia. É tolice meter-se de noite em lugares desconhecidos.

Na bôca da noite começa o trabalho, pois há espécies que cantam cedo. Convém primeiro revistar as margens e

capinzais adjacentes, pois bichos que não estão cantando podem estar pulando por ali.

Para trabalhar dentro dágua é conveniente que se vá aos pares e que se use uma alpargata de sola de corda, que é cômoda e evita estrepadas. Fumo é essencial (preferìvelmente cachimbo ou cigarro de palha),para evitar que os insetos comam o colecionador vivo. Repelentes duram pouco, especialmente quando a gente sua, e são tóxicos para pequenos anfíbios.

6. 1. 3. Coletas especiais. Estas serão discutidas em cada caso. O conceito geral é de preparar-se cuidadosamente, pela coleta de informações e aliciamento de ajudantes locais, a fim de ter segurança razoável de que o bicho existe mesmo, o lugar onde se encontra é acessível, o equipamento de coleta é adequado e o transporte possível. Assim se pode conseguir material extraordinário, como jacarés grandes, sucuris, tartarugas, fauna de cupinzeiros, etc.

Os cupinzeiros constituem um caso à parte. Todos os que apresentam cavidades devem ser investigados. Aquêles de várzea de cerrado, que são pouco firmes, podem ser levantados com pouco esfôrço, e os resultados são em geral ótimos (cobras e lagartos subterrâneos, sapos bastante interessantes). Mesmo os cupinzeiros grandes, duros e bem implantados, devem ser atacados, sempre que se disponha de gente, ferramentas e tempo. O enxadão e um par de alavancas são essenciais (ver 15.7).

Deve-se atentar também para exemplares encontrados mortos em natureza (como, por exemplo, deixados por inundações ou mortos por caboclos) embora muito mutilados ou podres. Dêsses geralmente se pode aproveitar o crânio. Também de bichos grandes mortos e esquartejados para alimentação (jacarés) ou coureados (cobras grandes, lagartos), se pode aproveitar o crânio.

Em tôdas as atividades fora de rotina, o embornal de coleta geral acompanha o coletor. Na realidade, êste é o mesmo que roupa: indispensável.

6.2. PREPARAÇÃO HERPETOLÓGICA EM GERAL — (Ver 2.3, 3.5, 3.6).

A preparação de material herpetológico visa a obtenção de exemplares com os seguintes característicos: a) tão completos quanto possível (inclusive vísceras, etc.); b) não deformados;

c) fixados em posição que facilite o ulterior exame, desenho e fotografia; d) a posição deve ainda atender às necessidades de armazenamento na coleção, com um mínimo de dispêndio de vidraria e espaço.

Exemplares muito grandes devem ser forçosamente taxidermizados ou reduzidos a esqueletos. Sempre que possível, porém, deve objetivar-se a conservação em meio líquido, especialmente em álcool a 70%.

As fases da preparação são matar, fixar e transportar para o laboratório.

A boa técnica de matar deve garantir morte rápida, relaxamento muscular e ausência de lesões.

A fixação é para que os tecidos do animal, incluídas as vísceras, fiquem firmes, mas não enrijecidos nem quebradiços, e que não haja deformações.

Os métodos de acondicionamento para transporte devem permitir economia de espaço e, principalmente, de pêso, e segurança, para que os bichos cheguem ao laboratório em perfeitas condições e com um mínimo de despesa.

6.3. EQUIPAMENTO

6.3.1. Coleta geral. O herpetologista deve levar obrigatòriamente ao campo:

a) Garrucha (ou revólver) calibre 22 (ver 16.6), com munição que permita uns 20 tiros por dia.

b) Uma pinça grande, de cêrca de uns 35 cm de comprimento, para pegar pequenos animais peçonhentos ou agressivos, ou para tirar bichos de buracos, frestas e outros lugares apertados.

c) Saquinhos (fig. 6.1) para trazer os exemplares coletados. Podem ser de pano ou de plástico. Os de pano devem ser de algodãozinho alvejado ou outra fazenda que molhe bem. As dimensões podem ser entre 20 e 30 cm de altura por cêrca de 15 de bôca. Fecham-se por meio de um cadarço enfiado. Os sacos de plástico vêm em tamanhos variados e fecham-se dando um nó frouxo na bôca. Na eventualidade de falta de saquinhos, qualquer pé de meia funciona bem.

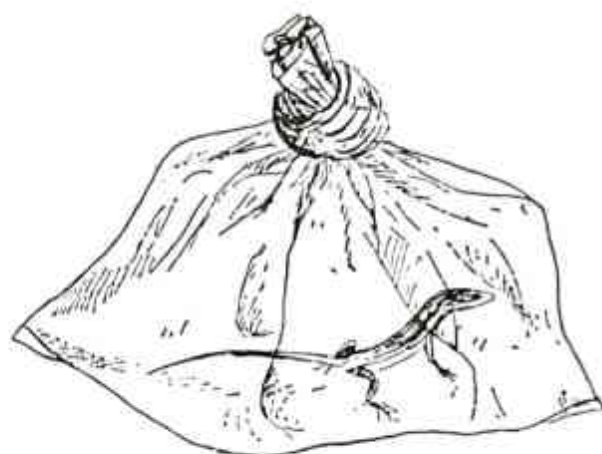
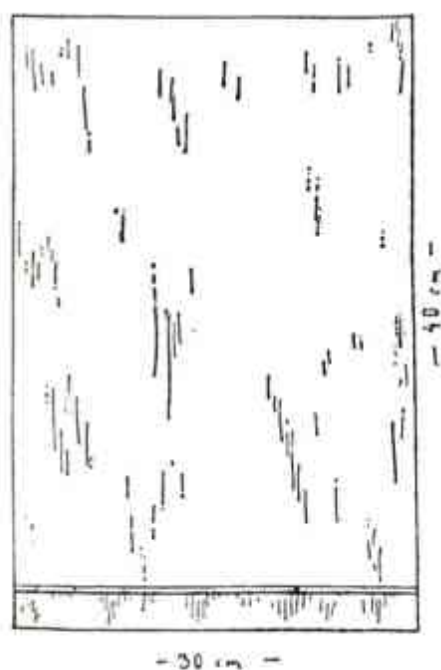
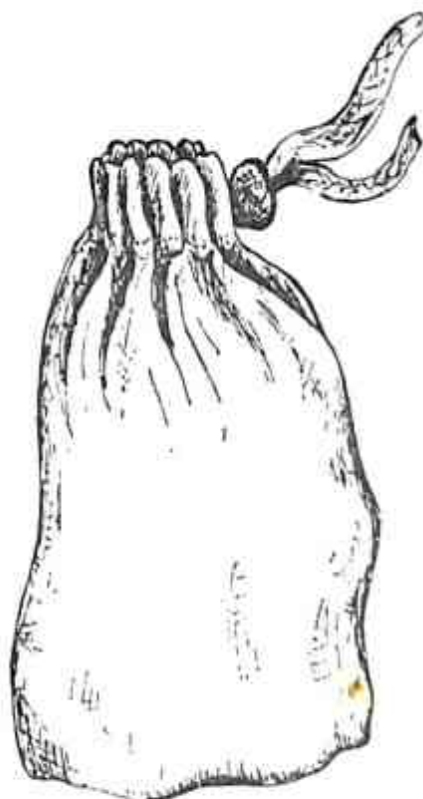
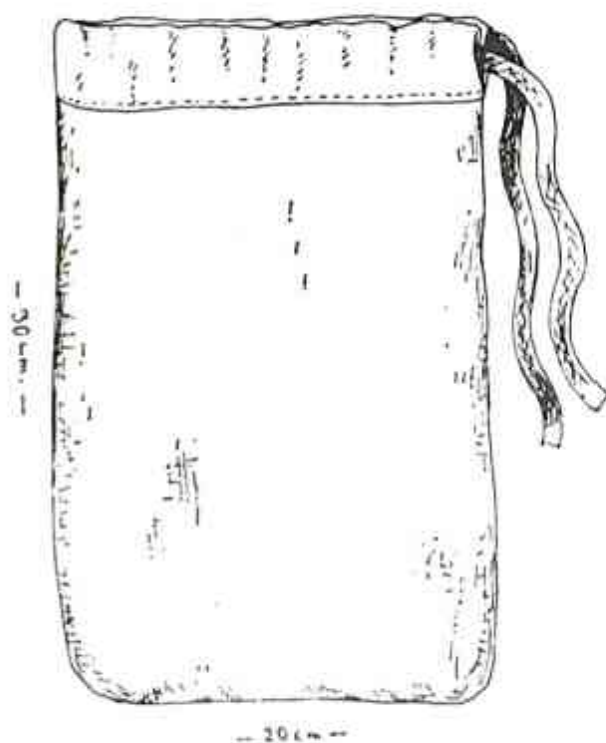



Fig. 6.1 : sacos de plástico e de pano utilizados para o transporte de répteis e anfíbios.

d) Um canivete forte (ou faca de cintura) e um bom facão. O comprimento dêste é matéria de preferência pessoal, havendo quem goste dos "rabo de galo" de 24 e 26 polegadas de lâmina e quem prefira os de 14 polegadas (mais maneiros em lugares sujos).

e) Fio de náilon (de pesca) ou sêda natural, para preparar laços.

f) Uma cordinha forte (10-15m).

Êsse é o equipamento essencial e indispensável. Ainda são úteis: esparadrapo (para cortes, bolhas dágua no pé, remendos de roupa e equipamento), barbante, fósforos em latinha à prova dágua e uma lanterna elétrica de 2 elementos, com 1 lâmpada de sobressalente (para olhar em buracos e para o caso de cair a noite antes da volta ao acampamento). Também é conveniente levar um saco de brim, de 50 cm de altura por 30 de bôca, para o caso de cobras maiores. Alguns anzóis podem vir a ser úteis, para deixar uma espera para um teiú ou outro lagarto que não tenha sido possível atirar.

6.3.2. Coleta noturna. Para a coleta noturna o equipamento geral é o mesmo da diurna, acrescido de:

a) Calção e alpargatas de sola de corda, para entrar no brejo.

b) Lanterna de testa, com lâmpada sobressalente (ver 16.3). Êste tipo de lanterna, de 4 a 8 elementos, é indispensável ao trabalho noturno, pois a luz é melhor que a das lanternas de mão, a focalização é mais fácil e ambas as mãos ficam livres. A lanterna pequena do equipamento diurno deve também ser levada, pois não se deve depender de uma só (e as marcas disponíveis no Brasil são muito ordinárias), especialmente dentro do brejo.

Para coleta noturna cada pilha não deve ser usada por mais que 3 ou 4 horas e, preferivelmente, uma só vez. Parece pouco crível, mas um pequeno declínio na eficiência da luz pode trazer uma grande diminuição da eficiência da coleta. Quando as pilhas estão cansadas, pode-se usar, numa emergência, lâmpadas de voltagem inferior.

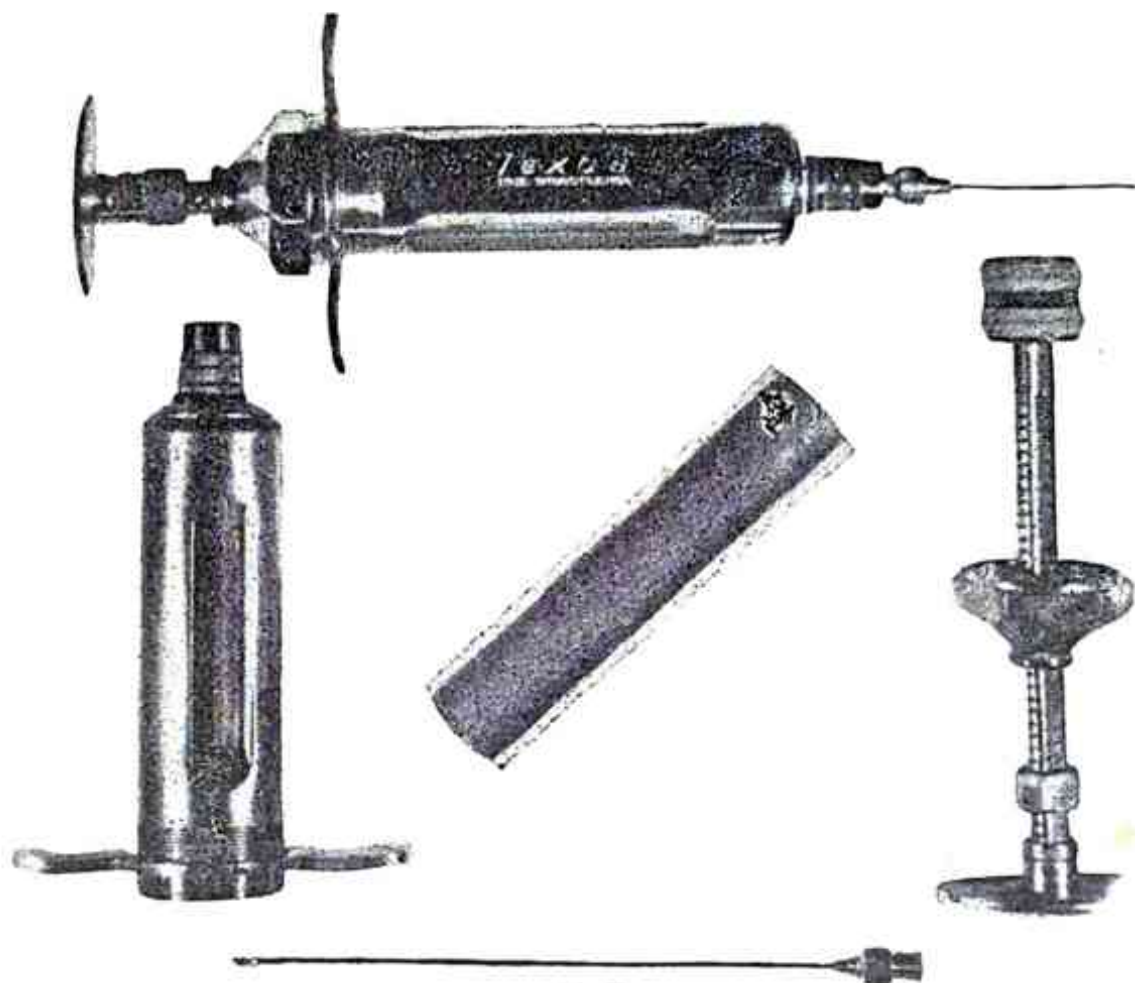
6.3.3. Material para preparação (ver 2.3, 2.4 e 3.6). Para matar convém ter uma seringa de 10 cc, que também servirá para injetar bichos pequenos. Para injetar, uma seringa de 25 cc ou mais, de náilon, ou veterinária, de metal (fig. 6.2).

6.2

Fig. 6.2 : seringas de metal (veterinárias)

Convém ter um jôgo variado de agulhas, mas são obrigatórias as curtas e grossas (p. ex., 40 x 12 ou 40 x 15) e as longas e grossas (p. ex., 80 x 15 ou 100 x 20).

Para o serviço comum e corrente de fixação, usam-se caixas de plástico de 30 x 25 x 10 cm como as que se usam para guardar carne e verduras em geladeira. Antes ter muitas caixas baixas que poucas altas. No Brasil os lagartos mais comuns são **Hemidactylus** (lagartixa de parede), **Ameiva** (calango verde) e **Tropidurus** (calango prêto). Duas caixas permitirão um movimento de cêrca de 50 peças diárias entre as 3 espécies.

As tampas dessas caixas são muitas vêzes rígidas. Isto é um inconveniente, pois racham e não duram mais que 2-3 anos. Têm, porém, a vantagem de servirem de ótimas bandejas para

o material cirúrgico e de injeção, que fica sempre à mão e a salvo de cair no chão. As tampas flexíveis são péssimas bandejas mas duram mais.

Na falta de caixas plásticas, qualquer recipiente com aproximadamente a mesma forma retangular serve. Já temos usado latas de biscoito (1 quilo) parafinadas, assadeiras de bôlo. alguidares de barro e até pequenos cochos de madeira. O essencial é que os panos sejam mantidos continuamente úmidos (ver 6.5.2.)

Além dos ferros comuns (bisturis, pinças, tesouras, etc.) que fazem parte do arsenal rotineiro (3.6), é indispensável uma pinça histológica, para arrumar os pés e dedos dos lagartos. Agulhas grossas de sutura, inoxidáveis, são também de grande utilidade.

6.4. COLETA DE RÉPTEIS

6.4.1. Lagartos. Os lagartos que se descobrem em baixo de troncos ou pedras, ou algumas espécies arborícolas mais lentas, ou ainda as formas subterrâneas, sem membros, que vêm à superfície depois de chuvas fortes, podem ser simplesmente apanhados com a mão. Não há nenhum lagarto perigoso no Brasil.

A captura das espécies mais espertas se faz geralmente com um laço na ponta de uma varinha (fig. 6.3). O comprimento desta varia de acôrdo com a espécie de lagarto, mas 1,80 a 2 m geralmente chegam. O laço deve ser de sêda ou náilon, para ficar bem aberto, e ter mais ou menos o dôbro da circunferência da cabeça do bicho. Avança-se lentamente a vara, paralela ao corpo do lagarto, por cima, de trás para a frente, faz-se o laço entrar até o pescoço e dá-se um puxão para cima e para trás (fig. 6.4).

Muitas espécies — e principalmente o teiú — engolem com facilidade anzóis iscados, seja com insetos vivos, seja com carne. Vendo-se um determinado indivíduo mais de uma vez no mesmo lugar, pode-se confiar em que reside por ali, e tratar de colocar o anzol. Êste deve ser bem amarrado a um galho flexível, pois o bicho é forte e pula muito.

Para coletar exemplares demasiado ágeis ou fora do alcance da mão, usa-se o chumbinho calibre 22 (16.6). A melhor parte para alvejar é o ombro. Cada coletor deve procurar

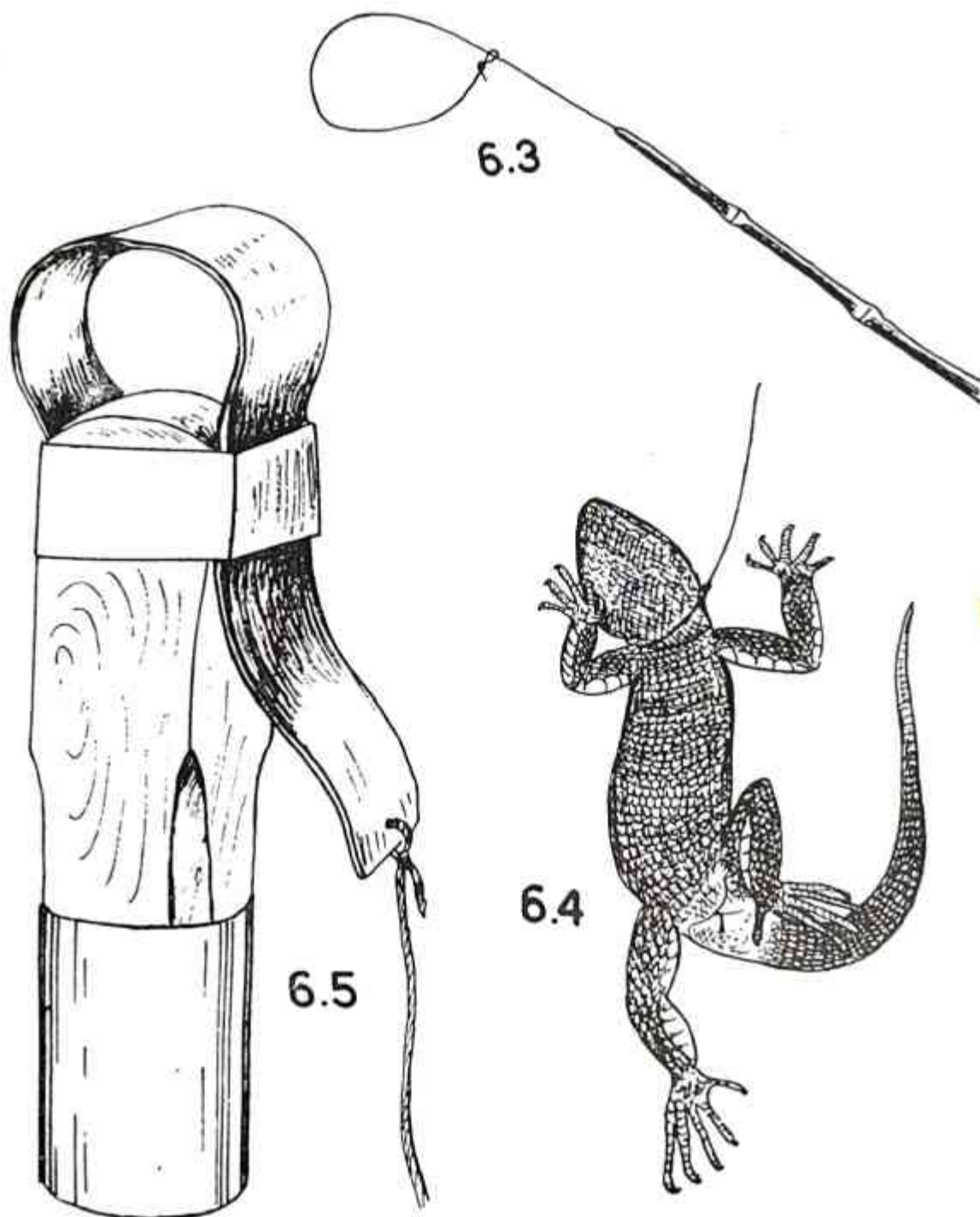



Fig. 6.3: laço para lagartos; fig. 6.4: lagarto laçado; fig. 6.5: laço para cobras, tipo Butantan.

determinar a distância de tiro mais adequada, para parar o bicho no lugar (evitando que se entoque) e não lhe causar muito dano.

Estilingues e bodoques, nas mãos da molecada, também rendem muito.

As espécies grandes (teiú, iguana, etc.) podem ser abatidas com tiro de espingarda, sendo preferível o chumbo 8 ou 12.

Para trazer os bichos no embornal, usam-se saquinhos de pano ou de plástico (6.3.1).

6.4.2. Cobras. Qualquer cobra deve ser tratada como se fôsse venenosa. As pequenas podem ser apanhadas pelo pescoço com uma pinça grande e postas num saquinho comum de pano. As de meio metro e mais devem ser apanhadas com um laço, do tipo Instituto Butantan ou improvisado (fig. 6.5) e transportadas em sacos de brim forte. Se a cobra, mesmo pequena, enrodilhar e armar bote, desistir da pinça e usar o laço.

Sucuris e jibóias grandes devem ser laçadas pelo pescoço, com corda e colocadas em engradados fortes, ou, cabendo, em sacos de aniagem. Embora não sejam venenosas, sua mordida é perigosa, pois os dentes são grandes, fortes e numerosos. Deve-se evitar que dêem laçadas com o corpo; para isso, idealmente, um homem se ocupa da cabeça, um da cauda, e um terceiro (ou mais) atende a emergências. Estas espécies grandes podem ser arrastadas com certa facilidade no limpo. Um homem que estiver sòzinho ao encontrar a cobra, deve matá-la imediatamente. Para isso o melhor é um tiro de chumbo na cabeça. Depois que o bicho estiver morto, cotucá-lo bem antes de pôr a mão, e, mesmo aí, tratá-lo com cautela.

Para acidentes ofídicos, ver 16.8.1.

6.4.3. Quelônios. Os quelônios terrestres, como, p. ex., os jabotis, são colhidos ao acaso. Os cágados de água doce vêm no anzol, no covo e às vêzes na rêde.

6.4.4. Jacarés. Podem ser pêgos no anzol de espera, colocado na parte da lagoa que tem água livre, mas bem perto da vegetação aquática. A melhor isca é bofe, especialmente lambuzado com ovo podre.

À noite, com a lanterna, divisam-se os olhos dos jacarés na lagoa: parecem brasas de charuto. Se a lagoa fôr rasa, e o

jacaré pequeno, é possível entrar e, com calma, achá-lo e apanhá-lo à unha, laçá-lo ou matá-lo. Ao aproximar-se o coletor, êle afunda, mas não vai longe, e acaba se revelando pelas rabanadas.

Se o caso fôr pegar a tiro, uma bala 22 "long rifle" é o melhor, pois mutila menos. O tiro mais preciso é dado um pouco atrás e abaixo do ôlho (fig. 6.6) pois pára o bicho no lugar (não lhe dá tempo de pular nágua) e estraga pouco o crânio. Tiros de calibre 22 ou de chumbo, dados de frente ou no alto da cabeça de um jacaré de 1 metro para cima (sem a cauda) de nada adiantam; de calibre grosso estragam o crânio, que é essencial.

Surpreendidos longe dágua, podem ser laçados.

6.5. PREPARAÇÃO DE RÉPTEIS

6.5.1. Matar. Deve-se matar os bichos de maneira rápida, e que evite contraturas musculares ou lesões de qualquer tipo. O melhor método é pela injeção de barbitúricos (ver 3.6.7).

A não ser nos animais muito grandes (jacarés adultos, cobras acima de 2,5 metros) e nos quelônios, uma injeção nas vizinhanças do coração é suficiente. A dose varia de 0,1 cc para uma lagartixa de parede até 2 cc para um teiú ou cascavel de metro e meio.

Os animais grandes devem receber a injeção no cérebro. Introduz-se uma agulha longa no canto anterior da órbita, dirigida no sentido do meio da região parietal. Tateia-se o fundo da órbita com a ponta da agulha até que ela afunde no cérebro; injeta-se o Nembutal, sem fazer economia.

Os quelônios são um caso aparte, que será discutido adiante.

Na falta de barbitúrico, o processo varia de acôrdo com o tamanho dos bichos. Aquêles que couberem em um recipiente que possa ser bem fechado, podem ser mortos com éter ou clorofórmio. Os que não couberem podem receber no cérebro uma injeção de álcool ou formol, pela mesma técnica indicada para os barbitúricos.

O éter mata bem e causa poucas contraturas, embora não dê relaxamento perfeito. O clorofórmio causa contraturas fortes

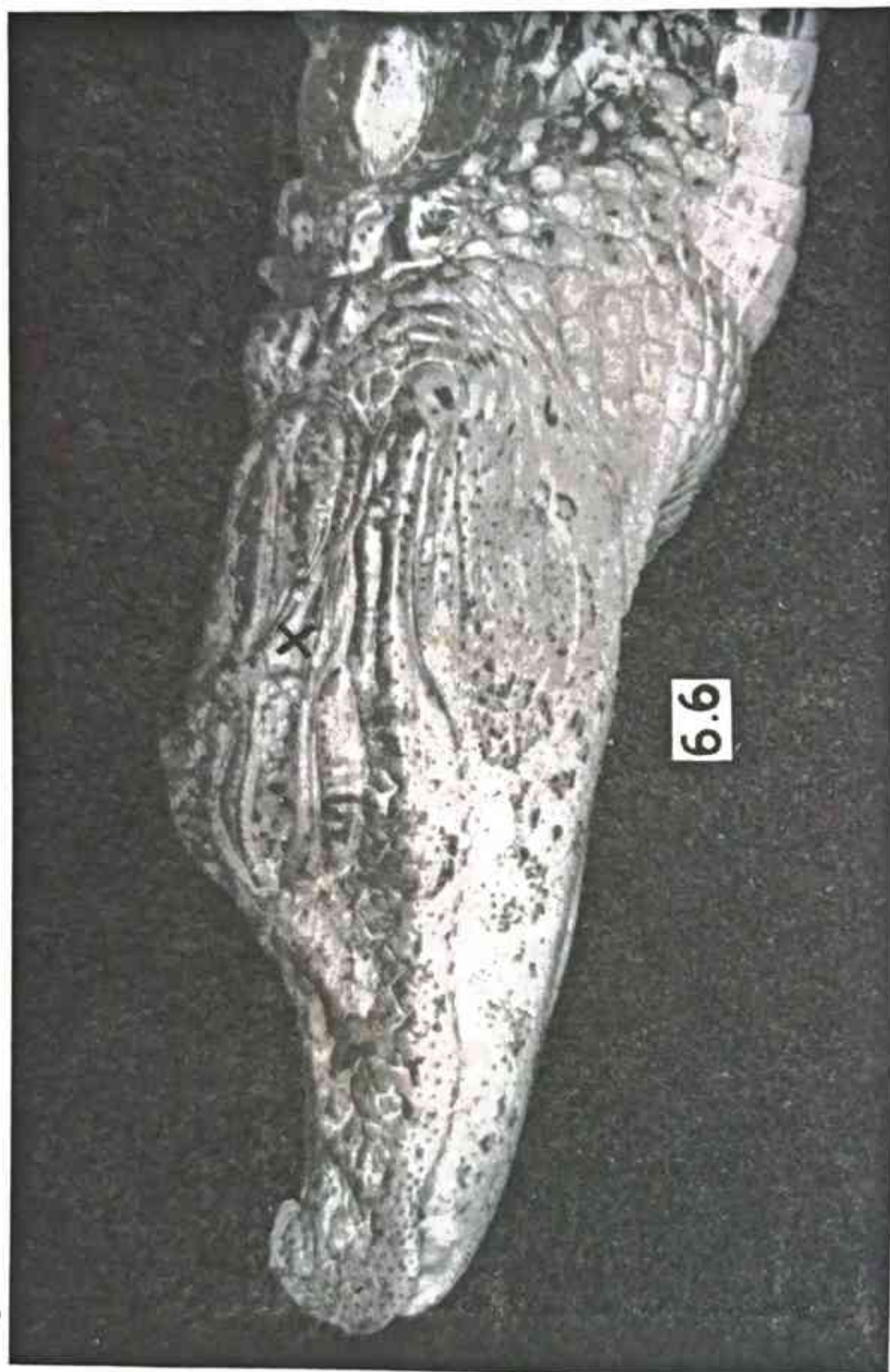



Fig. 6.6 : cabeça de jacaré, com o lugar do tiro assinalado.

e só deve ser usado em último caso. Ambas as drogas, por serem muito voláteis, são de manuseio inconveniente, especialmente em viagens longas.

Finalmente, os bichos podem ser afogados em formol ou álcool, o que é o pior método de todos, especialmente para lagartos e cobras.

Os quelônios morrem lentìssimamente e tendem a recolher o pescoço e pernas resultando em peças de exame incômodo.

A melhor maneira que conhecemos de matá-los é injetar formol a 10% diretamente ao longo de tôda a coluna vertebral, da nuca ao rabo. O pescoço não apresenta dificuldades; é necessário apenas uma agulha curta e grossa, pois a musculatura é sempre muito forte. Dentro da carapaça é necessário introduzir um agulha longa (pela pele próximo à raiz dos membros) e tatear com a ponta até sentir que ela está na vizinhança das vértebras, e injetar bastante formol.

Há quem recomende matar com água quente (70-80°), mas nunca experimentamos. Há também quem prefira o afogamento em formol.

As tartarugas grandes, que devem ser preparadas como casco e esqueleto secos, podem ser mortas pela injeção no cérebro. Na falta de equipamento para isso, podem ser decapitadas, com cuidado para não haver fratura de vértebras.

6.5.2. Fixação. Os animais que vão ser conservados em meio líquido devem ser fixados em posição. O fixador ideal para répteis em nosso clima é o formol a 10%.

A primeira fase da fixação consiste em injetar formol na cavidade geral e nas massas musculares maiores. Depois, dependendo do tamanho, passa-se o bicho para um recipiente com formol ou para uma atmosfera saturada com vapor de formol. O procedimento varia de grupo para grupo.

Um lagarto de 6 a 30 cm de comprimento (sem a cauda) deve ser tratado da seguinte maneira: injeta-se o formol nos seguintes pontos (fig. 6.7): cavidade geral, pernas e coxas, antebraços e braços; nas fêmeas, na cauda.

A quantidade de formol deve ser suficiente para que se perceba que o bicho está injetado, mas não para estufá-lo. Um calango de 10 cm leva, ao todo, uns 6 centímetros cúbicos de formol.

Injeta-se primeiro a cavidade geral (fig. 6.7.a), tendo o cuidado de não introduzir a agulha no tubo digestivo. Introduz-se depois (fig. 6.7.b) a agulha na planta do pé do bicho, paralelamente ao eixo do membro, verifica-se se a ponta está livre, e injeta-se um pouco; adianta-se a ponta da agulha até a coxa e injeta-se mais (fig. 6·7.c). Faz-se o mesmo no membro anterior (fig. 6.7.d) o formol injetado no braço deve passar um pouco para o flanco.

Nas fêmeas (fig. 6.7.e) injeta-se a base da cauda, entrando a agulha pela cloaca na linha mediana e verificando-se com cuidado se o formol está correndo. Forçar o êmbolo aqui pode resultar em soltar-se a agulha e pular formol nos olhos.

Nos machos não se injeta a base da cauda, para evitar que o hemipênis se everta parcialmente. Faz-se uma incisão a bisturi na linha mediana, ou nos lados com 2 a 3 cm de comprimento.

Bichos pequenos (como uma lagartixa de parede, p. ex.) só são injetados na cavidade geral. Os de cauda muito longa levam algumas incisões ao longo dela.

Bichos grandes, como um teiú, devem levar formol, além dos pontos já citados, também na garganta, dentro do tubo digestivo, especialmente na cloaca e nos lados da cauda.

Para arrumar e fixar os bichos pequenos e médios, usa-se a caixa de plástico (6.3.3). Coloca-se no fundo um pedaço de pano (algodãozinho alvejado), pouco maior que a caixa (para que as margens se dobrem), molhado de formol e, sôbre êle os lagartos. Cada animal (fig. 6.8) é colocado de barriga para baixo, com a cauda dobrada para a frente, com as patas em posição, com os dedos separados e sem que os exemplares se toquem. Os dedos se arrumam com uma pinça de ponta fina, ajudando-se às vêzes com a ponta de uma agulha. Essa posição do bicho é ideal para exame e ilustração, e a cauda dobrada não quebra nem exige vidros muito grandes para acondicionamento na coleção.

Completada uma camada de bichos, ela é coberta com outro pano molhado de formol. Pode-se colocar várias camadas, mas é necessário muito cuidado e alguns calços, para que os bichos de cima não prejudiquem os de baixo e não fiquem êles mesmos em posição defeituosa. Sabe-se que a fixação está boa

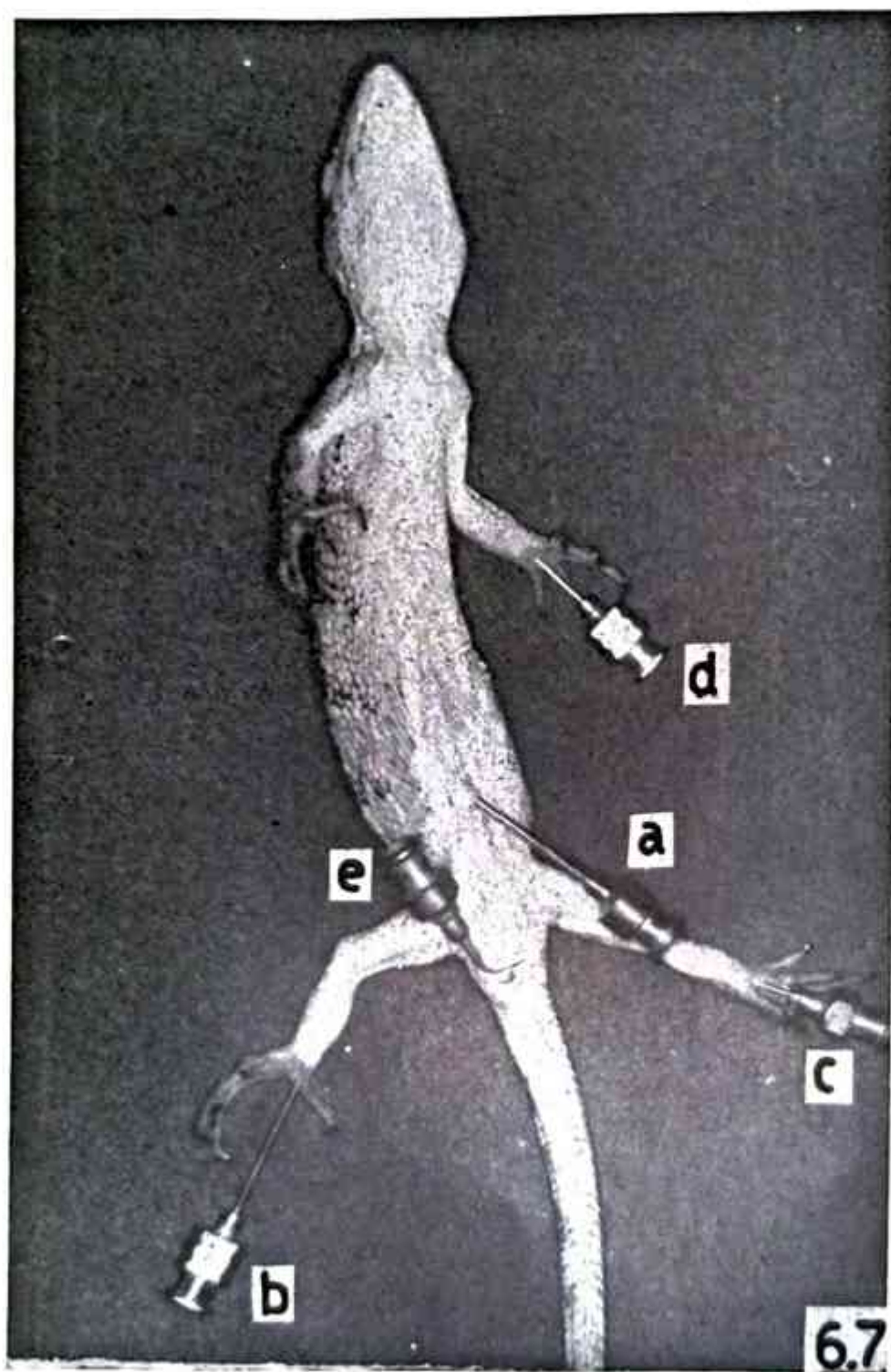



Fig. 6.7 : pontos por onde injetar um lagarto (ver 6.5.2).

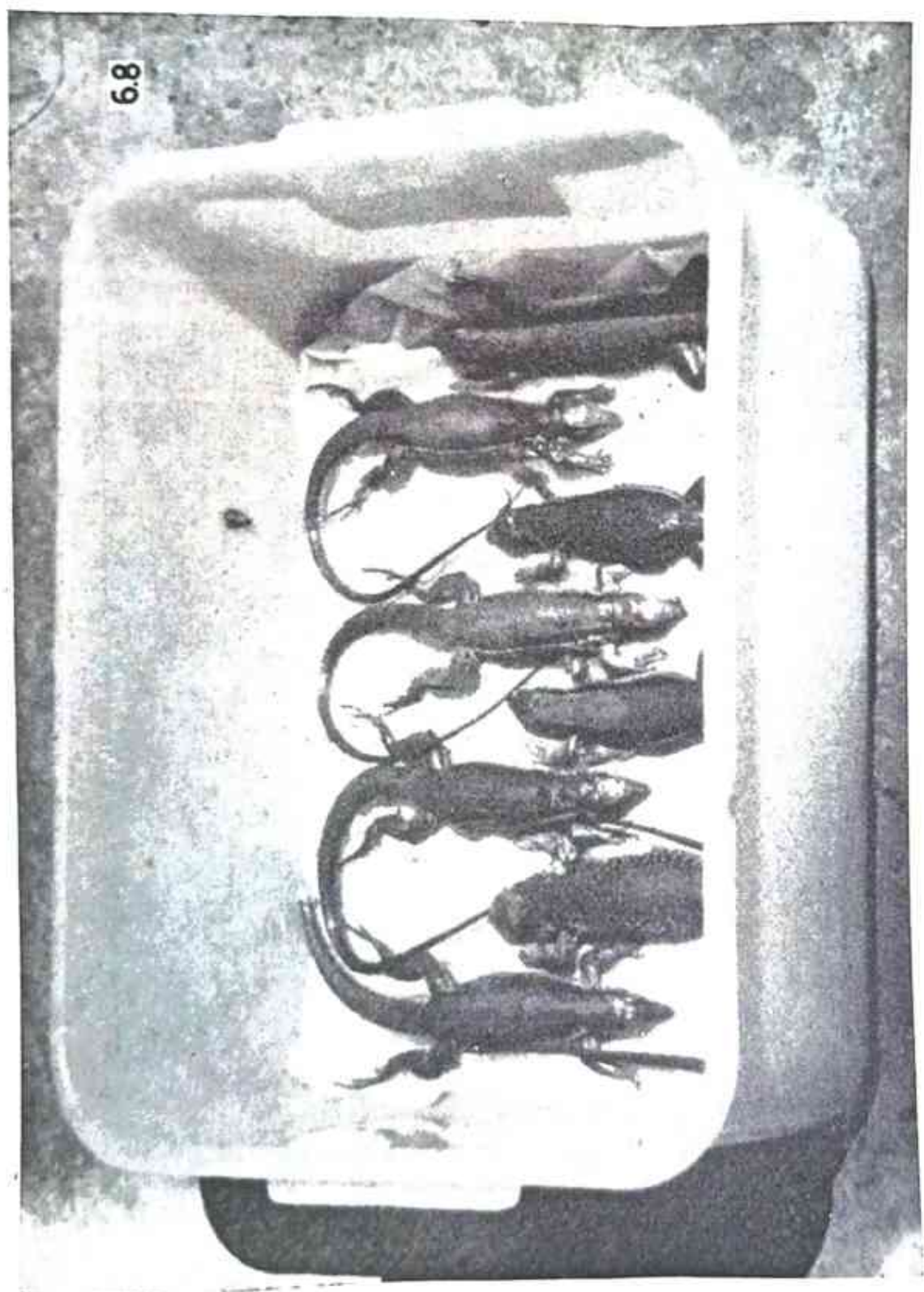



Fig. 6.8 : Caixa de preparação para répteis.

quando, levantando o lagarto, a cauda fica firme na posição. Isto leva, em geral, 12 a 24 horas.

Bichos grandes são primeiro injetados e depois imersos em formol. Após a injeção, amarra-se a cauda ao pescoço (para facilitar guardar em fracos mais tarde) e põe-se num recipiente com formol (fig. 6.9). O sinal de boa fixação é também a firmeza da cauda.

No caso das cobras, introduz-se a agulha pela cloaca (fig. 6.10) e perfura-se a parede desta, caindo na cavidade geral. Injeta-se devagar, vigiando a progressão do formol, evitando estufar o bicho e formarem-se bolas ao nível de trechos cheios do tubo digestivo, ou de ovos. Se houver dificuldade, remove-se a agulha e começa-se de novo no ponto da obstrução. Muito cuidado com o pescoço, pois se estufar não volta mais ao normal.

As caudas curtas de fêmeas podem ser injetadas (fig. 6.10). As caudas longas de fêmeas e tôdas as de machos devem receber uma série de lanhos de bisturi.

Após a injeção, enrola-se a cobra em um recipiente redondo, para pegar a forma, cobre-se com um pano molhado de formol e deixa-se firmar.

Não sendo possível injetar, faz-se uma série de incisões ao longo do corpo e cauda, tomando o cuidado de penetrar bem na cavidade geral, garantindo a penetração do líquido, e coloca-se a bicha, enrolada, no líquido conservador, apertando um pouco com uma pinça ou bastãozinho, para tirar bolhas de ar.

Quando se obtiver, como é frequente, uma cobra já um pouco "passada", em início de decomposição, (nota-se isto pela presença de uma mancha verde no abdômen, proveniente do extravazamento de bile) abre-se do pescoço à cloaca, retiram-se completamente as vísceras e coloca-se no líquido conservador, de barriga para cima e retirando o ar.

No caso de cobras muito grandes, tira-se o couro, deixando a cabeça e a cauda, mais um palmo de tronco acima desta e guarda-se no líquido fixador. No enrolar o couro convém pôr algodão ou capim entre as voltas, para assegurar que o líquido molhe bem todos os pontos.

Quanto aos quelônios, injetar bastante formol na cavidade geral (pela inserção dos 4 membros), nas patas e no

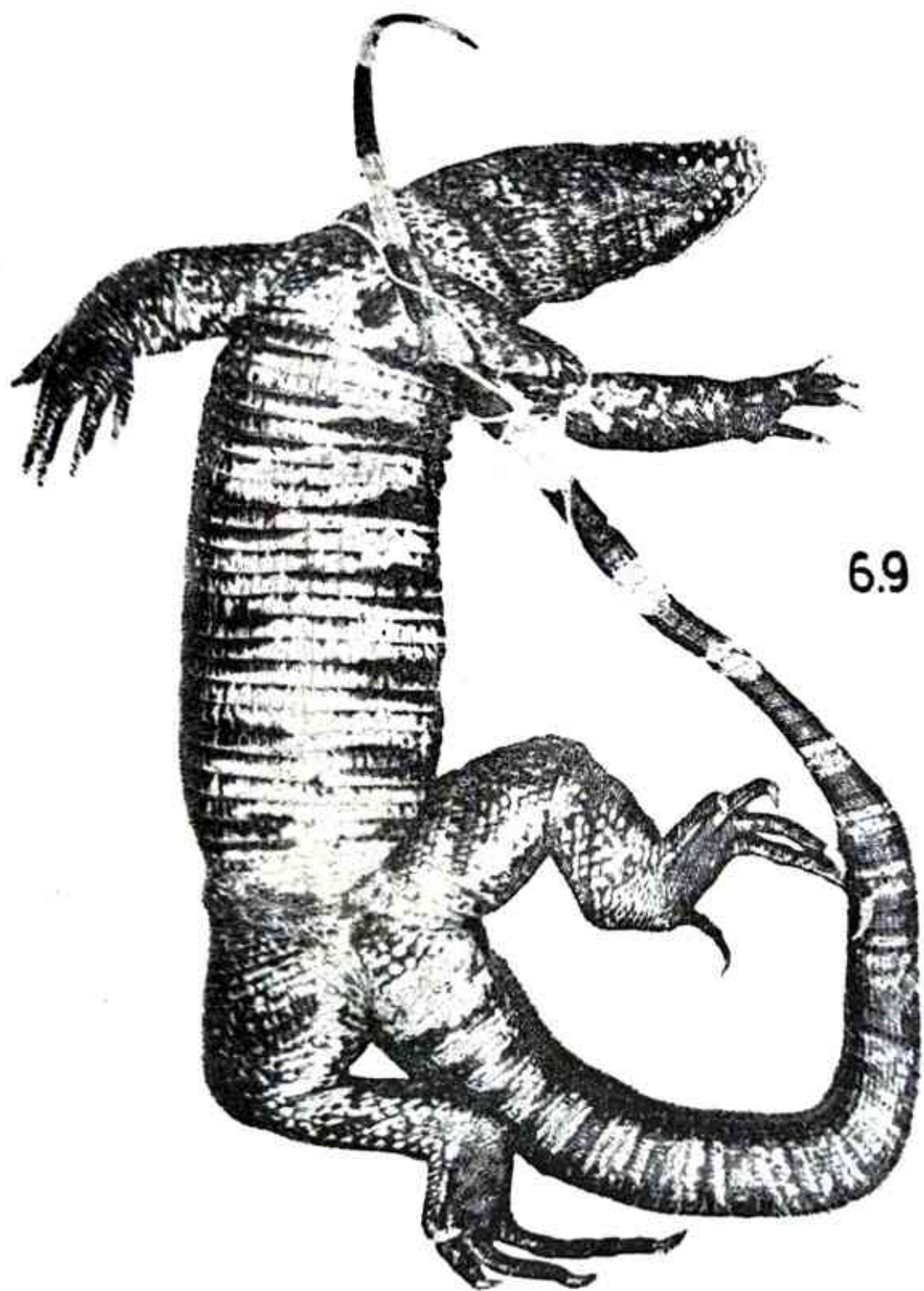



Fig. 6.9 : teiú amarrado *para* ser incluído na coleção.

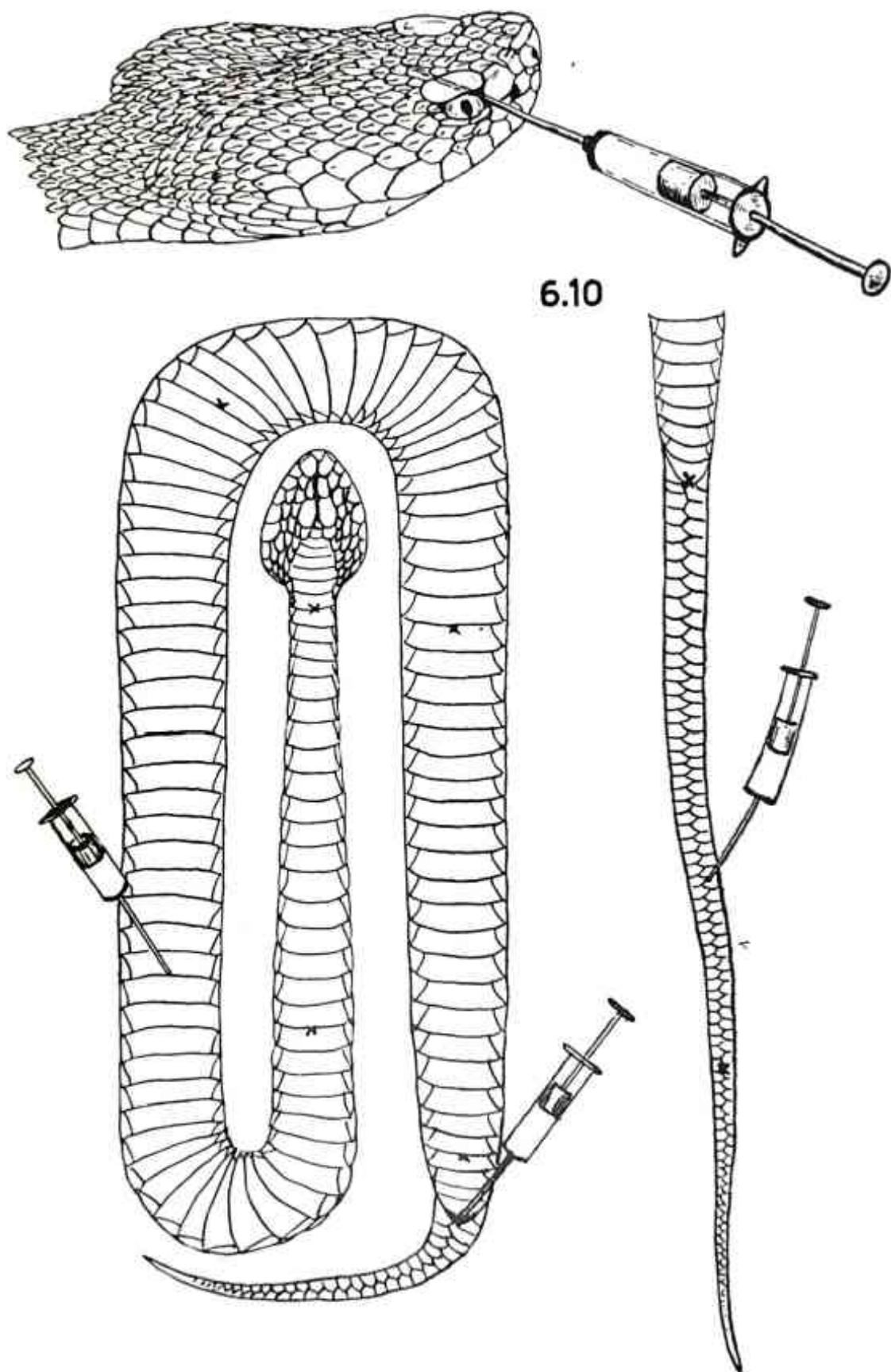



Fig. 6.10 : pontos por onde injetar uma cobra.

pescoço (sob a pele), e colocar num recipiente com formol. Geralmente a injeção de matar já chega para fixar. Há quem prefira abrir orifícios na inserção das patas, mantendo-os abertos com pedacinhos de bambu verde, e afundar o bicho no formol.

Um quelônio bem injetado pode ser envolvido em panos umedecidos com formol e deixado fixar em um saco de plástico com um pouco de formol no fundo.

Os jacarés pequenos são fixados como lagartos do mesmo tamanho.

6.5.3. Acondicionamento. Os bichos pequenos devem vir em frascos com álcool a 70%.

Lagartos de tamanho médio apresentam o problema dos dedos, que não devem sofrer pressões durante o transporte, pois se deformam. São idealmente transportados da mesma maneira como foram fixados, ou seja, em camadas separadas por panos ensopados de formol. Latas vazias de biscoito são satisfatórias. É necessário apenas evitar que o pêso das camadas superiores amasse os lagartos de baixo. Isto se consegue com camadas intermediárias de jornais ou revistas dobrados ou, melhor, de algodão cru em pasta, que não molha bem e portanto não perde a elasticidade.

Os demais bichos viajam muito bem em sacos de plástico, com um pouco de formol. Torce-se a bôca dos sacos, dobra-se e prende-se com 2 elásticos bem apertados. Mesmo assim frequentemente vaza um pouco; convem, por isso, acondicionar os sacos em latas ou recipientes de plástico, ou em sacos maiores de plástico grosso (o que não é muito bom, pois amassa muito).

6. 5. 4. Preparação a sêco. As grandes tartarugas devem ser preparadas a sêco: carapaça e esqueleto completo.

Inicialmente serra-se a "ponte". Corta-se depois a pele ao longo do plastrão e vai-se despregando a musculatura. É necessário fazer fôrça para soltar o plastrão da carapaça. Os pontos difíceis são dois: cintura escapular e cintura pélvica.

No caso da primeira, retiram-se os membros anteriores inteiros, desarticulando o úmero no ombro. Procura-se com uma faca grande ou facão o ponto onde a cintura escapular se

insere no plastrão e força-se até soltar. O mesmo se faz na cintura pélvica, mas é mais duro.

Limpa-se depois bem a casca, envenena-se com formol ou arsênico e seca-se na sombra. Limpa-se bem o esqueleto.

Jacarés grandes devem ser taxidermizados, aproveitando-se também o crânio e perdendo-se, assim, a pele da cabeça. Para courear, pode-se correr a faca pelo flanco (rodeando os membros) ou abrir pelo meio da barriga, usando um facão afiado. As vértebras devem ser despregadas da pele do dorso usando-se o chato do facão.

Os animais grandes que vão ser coureados devem ser obrigatóriamente medidos. Mede-se, ao longo da superfície ventral, da ponta do focinho à cloaca e desta à ponta da cauda, registrando as duas medidas em milímetros, separadas por um sinal de "mais": 3050+270, quer dizer, corpo 3050 milímetros e cauda 270. No caso das cobras, cuja cloaca se abre em fenda transversal, não há ambiguidade possível. No caso dos jacarés, porém, cuja fenda é longitudinal, toma-se o meio dêle como ponto de medida.

C.6. COLETA DE ANFÍBIOS

Os anfíbios são obtidos na coleta geral diurna, ou de noite, quando estão cantando, ou ainda pescados com rêde em lagoas, especialmente à noite (**Pseudis** e ginofionos). São também encontrados em alguns ambientes especiais (15). Seu transporte do local de coleta ao acampamento merece cuidado, em vista de sua delicadeza e da conveniência de que venham vivos.

Deve-se ter um saco de pano maior, reservado para bichos grandes como a rã de comer e o sapo comum.

Quanto aos pequenos, que são transportados em saquinhos de pano ou de plástico, há diversos perigos. Os principais são o dessecamento e o esmagamento. Para os evitar deve-se colocar um bom punhado de fôlhas úmidas dentro dos sacos, tanto de plástico quanto dos de pano. Capim, sendo bem elástico, dá bom resultado; fôlhas que murcham fácilmente não servem. Deve-se tomar cuidado com a possibilidade de haver resíduos de inseticidas nas fôlhas. Evitar sempre excesso de sapos dentro de um mesmo saco, e a mistura de animais grandes com

pequenos. Os sacos de pano devem ser umedecidos. Exemplares que morram nos saquinhos devem ser imediatamente removidos.

Há quem prefira fixar os exemplares muito pequenos no campo, levando vidros de álcool a 40% para isso. Se não se pretende tomar notas sôbre a côr do bicho, essa prática é aconselhável.

6.7. PREPARAÇÃO DE ANFÍBIOS

6.7.1. Fixação. Os anfíbios grandes devem ser simplesmente afogados no formol. Adquirem posição ótima e fixam-se em 12 a 24 horas.

Os pequenos devem ser afogados em álcool fraco, a cêrca de 40%, onde ficam por uma hora ou duas, sendo depois transferidos para álcool a 65-70%.

As "cobras moles", ou ginofionos, devem ser mortos por afogamento em álcool mas preparadas como se fôssem realmente cobras (6.5.2).

6.7.2. Acondicionamento. Os bichos fixados em formol viajam perfeitamente em sacos de plástico. Os pequenos devem vir em vidros com álcool, mas suportam bem o transporte em saco de plástico, desde que venham folgados, sem mistura de bichos grandes e sem compressão externa.

6.8. GIRINOS

Girinos são encontrados em numerosas e, às vêzes, surprendentes situações: na água de lagoa, poças, torrentes, em pedras molhadas, em buracos rasos do chão da mata, em bromélias, etc. Devem ser fixados em formol a 5% ou em fixador de Bouin (2.3.7) e conservados em álcool.

Para criá-los, convém reproduzir o quanto possível o ambiente natural, inclusive usando água do local de coleta. Conforme a espécie pode-se oferecer fôlhas (alface, couve) ou carne e fígado moídos. É necessário não deixar acumularem-se restos de comida na água.

7. PEIXES

7.1. COLETA (Ver 2.1)

O coletor de peixes, como qualquer outro, deve procurar obter o maior número possível de espécies ocorrentes em uma região. Como os peixes apresentam acentuada especialização ecológica, ou seja, quase tôdas as espécies têm preferências muito definidas por um certo tipo de ambiente, é necessário considerar muito cuidadosamente êste aspecto. Por outro lado, essas preferências variam de acôrdo com a estação do ano, e isto também é essencial. Finalmente, as diferenças de hábitos entre as espécies demandam que sejam adotados muitos métodos de pesca, para que se obtenha boa variedade de espécies.

7. 1. 1. Época do ano. Um grande número de espécies fluviais muda de comportamento durante o ano, especialmente por causa da reprodução. Na época da cria são frequentes as migrações, sutis ou em massa, espetaculares. Isto deve ser levado em conta no planejamento da coleta, mas nem sempre é fácil, pois as condições variam muito de região para região do País.

Por exemplo, nos rios da bacia do alto Paraná a melhor época de coleta é no crescer das águas — Dezembro e Janeiro — quando, nas cachoeiras, observa-se dramàticamente a subida do peixe (piracema) e coletam-se dezenas de espécies e milhares de indivíduos com facilidade. Já na Amazônia o tempo das águas grandes é ruim, pois o peixe "sobe para o campo", ou seja, se espalha nas várzeas alagadas, e a coleta é suada e pobre.

Assim, é indispensável informar-se sôbre a região de coleta — ou preparar-se para correr o risco de apanha insatisfatória.

7. 1. 2. Tipos de ambiente. Separamos em primeiro lugar

as águas paradas (ambientes lênticos) das águas correntes (ambientes lóticos).

Entre as águas paradas temos muitos tipos, definidos por tamanho (desde poças dágua até grandes lagos) e pela topografia e outras feições. Assim, uma reprêsa é um ambiente diverso de uma lagoa natural rasa. Dentro da própria lagoa, teremos diversas zonas diferentes: rasas com capim, profundas de água livre, com tranqueira, sem tranqueira, etc.

A fauna das lagoas variará de acôrdo com as relações com os rios. Lagoas isoladas diferem daquelas que se comunicam com um rio, seja contínua, seja intermitentemente; as lagoas comunicantes são criadouros de peixes do rio, e a sua exploração é essencial.

Um tipo interessante de ambiente lèntico é o constituído por poças e valas temporárias. Geralmente não têm nada — mas quando têm, frequentemente é coisa boa.

Na exploração das águas correntes, deve-se levar em conta o tamanho e a topografia dos cursos. Entre um riacho de serra e o Rio Amazonas há inúmeras gradações: aquelas presentes dentro de uma região devem ser amostradas.

Como dito no caso das lagoas, um rio grande oferece, dentro de um determinado trecho do seu curso, variações grandes e importantes. Um trecho será encachoeirado, outro remansoso; um sombreado, outro exposto; um raso, outro fundo; um terá fundo de lama, outro de pedra. Ainda mais, uma espécie frequentará as margens, outra só o canal, uma terceira os poços.

Além do tamanho e topografia das coleções de água, deve-se prestar atenção em variações devidas à física e à química da água. Por exemplo, a fauna de águas claras é diferente da das águas turvas. Águas salobras devem ser sempre investigadas.

Dessa maneira, a primeira fase do planejamento da coleta, no local, consiste em averiguar quais os tipos de ambientes encontráveis na região e programar sua exploração sistemática.

É indispensável aqui a ajuda de gente do lugar, preferìvelmente pescadores profissionais, como será discutido abaixo.

É sempre interessante anotar, para cada exemplar ou grupo de exemplares, os dados ecológicos acima relacionados e, se possível, outros sôbre temperatura da água, turbidez, etc.

7. 1. 3. Métodos de pesca. Do arsenal do coletor devem constar: rêdes, tarrafas, peneiras, armadilhas, linhadas e anzóis, venenos e explosivos.

As rêdes variam de acôrdo com a finalidade. Nos pequenos cursos de água e lagoas é útil um jôgo de 2 ou 3 rêdes de malha fina, desde uns 2 mm até 1 ou 2 cm entre nós. Estas são rêdes curtas, de 2 a 6 m de comprimento por 1 m de altura, manejadas por duas pessoas ou colocadas de maneira a interceptar tôda a passagem.

Nos rios grandes usam-se rêdes grandes, para pesca de "lanço" e de "espera" (nomes paulistas). Cada pano de rêde tem cêrca de 15 m de comprimento por 2 a 3 m de altura, e a malha varia de 5 a 25 cm.

Na pesca de lanço juntam-se vários panos de rêde, de maneira a cobrir quase tôda a largura do rio. Uma ponta é amarrada a uma bóia livre (lata de 20 litros) e a outra a uma canoa. Escolhe-se um estirão reto e limpo do rio e desce-se regulando a velocidade da canoa para que esta acompanhe a descida livre da bóia, a rêde formando um seio a montante. Os peixes que vão subindo emalham-se pela cabeça e guelras, de modo que cada tamanho de malha de rêde rende um certo tamanho de peixe.

A escolha das malhas depende muito da fauna local, mas, em rios grandes, as malhas de 15 e 20 cm são as mais usadas.

A pesca de lanço é ilegal, e só se deve recorrer a ela com a necessária autorização das autoridades de Caça e Pesca.

Para a espera, uma rêde é colocada num lugar de passagem de peixe, e examinada periòdicamente. A escolha do local é pura questão de prática, e aqui o auxílio de pescadores locais é importante.

A tarrafa, ou rêde de arremêsso, é uma rêde circular com bolsos na beirada, a qual é bem lastreada de chumbo, e uma corda de puxar no centro. Jogada, abre-se no ar e cai aberta nágua, aprisionando o peixe. Ao ser recolhida, fecha-se, e os peixes se emalham nos bolsos.

A tarrafa é útil em águas turvas (pode ser jogada da canoa ou da margem) e, especialmente, na pesca em cachoeiras,

durante a piracema, quando um tarrafão nas mãos de um bom tarrafeiro é garantia de sucesso.

O diâmetro da tarrafa varia de 1 a 3 ou 4 m. As grandes são só para pescadores profissionais, mas qualquer pessoa razoàvelmente habilidosa pode tirar bom proveito de uma tarrafa "malha de lápis" (1 a 2 cm entre nós).

A tarrafa pode ser usada para arrasto em ribeirões de fundo limpo. Uma parte da circunferência arrasta no fundo e a oposta é mantida aberta por duas pessoas, que caminham rio abaixo. Percorrido um trecho, deixa-se cair a parte anterior da circunferência, e puxa-se pela cordinha.

Peneiras grandes são de grande auxílio na exploração de lagoas e riachos. Caminha-se em direção à margem, com a peneira raspando o fundo e a borda inferior avançada, e força-se a mesma na vegetação, suspendendo ràpidamente. Esta mesma operação pode ser feita com uma rêde pequena (2-3 m), de malha fina, operada por duas pessoas.

Entre as armadilhas para uso em rios, as mais comuns são os covos. Êstes consistem de um recipiente cilíndrico, feito de tela, rêde ou trançado, com uma ou duas entradas em funil (fig. 7.1). Poita-se o covo próximo à margem do rio, com a bôca para jusante: os peixes que sobem penetram e não saem.

Para uso em pequenos riachos de águas claras pode-se improvisar um covo com uma garrafa de vidro branco, de fundo cônico (fig. 7.2). No vértice dêste cone faz-se um buraco, com um prego batido com cuidado. Isca-se com um pouco de farinha de mandioca ou miolo de pão. Há na praça covos pequenos de plástico, muito úteis.

Um sistema excelente de pesca é com venenos, especialmente a rotenona, purificada ou bruta, sob a forma de pó de timbó. Os melhores resultados são obtidos em córregos e em lagoas pequenas.

Para envenenar um córrego, colocam-se rêdes que cortem completamente a correnteza, fixadas com paus, pedras, barro, etc., de maneira que nenhum peixe possa passar. Duas ou três rêdes, afastadas de 50 a 100 metros são suficientes. Lança-se então o veneno a uns 200 metros acima da primeira rêde. Muitos peixes boiam e rodam diretamente, indo parar nas rêdes. Outros, porém, ficam entocados ou presos na vegetação. Por isso é necessário explorar com varas ou com a mão

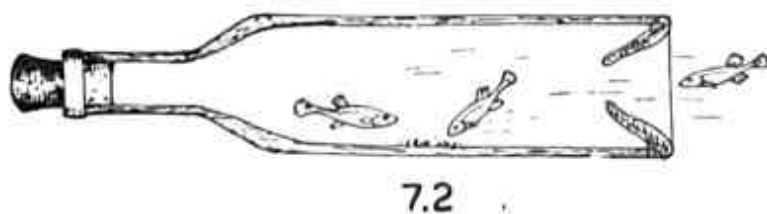
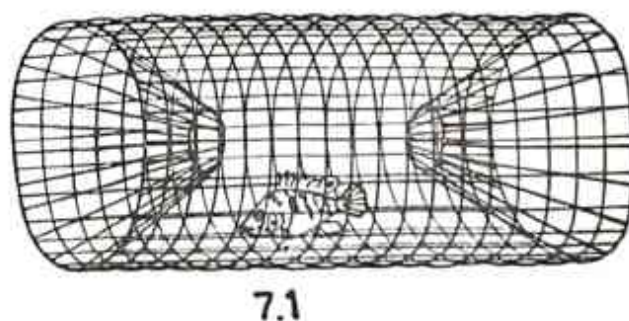
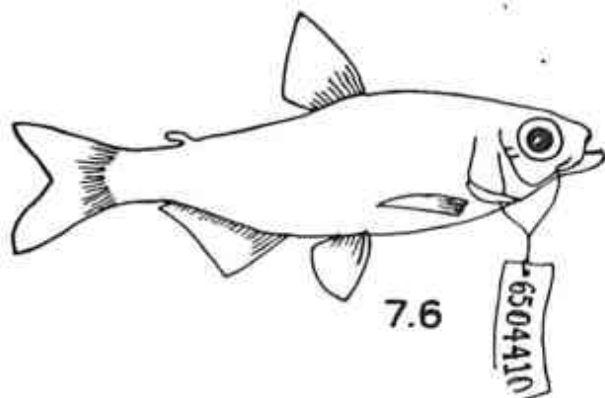
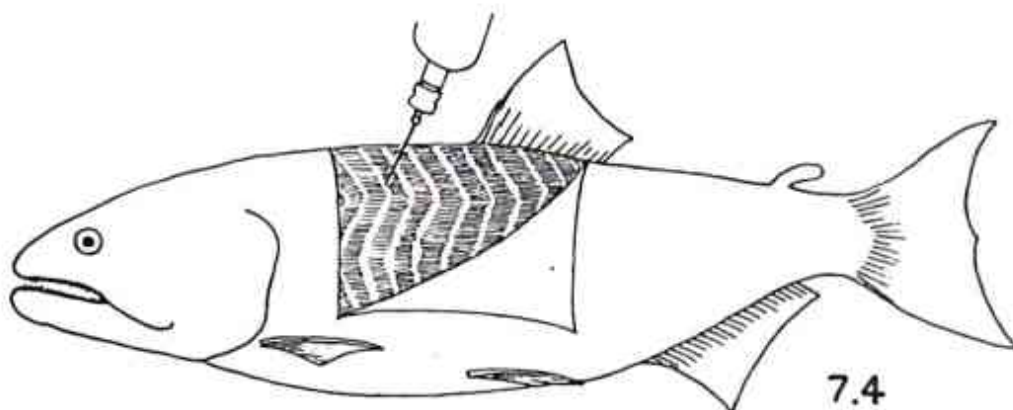
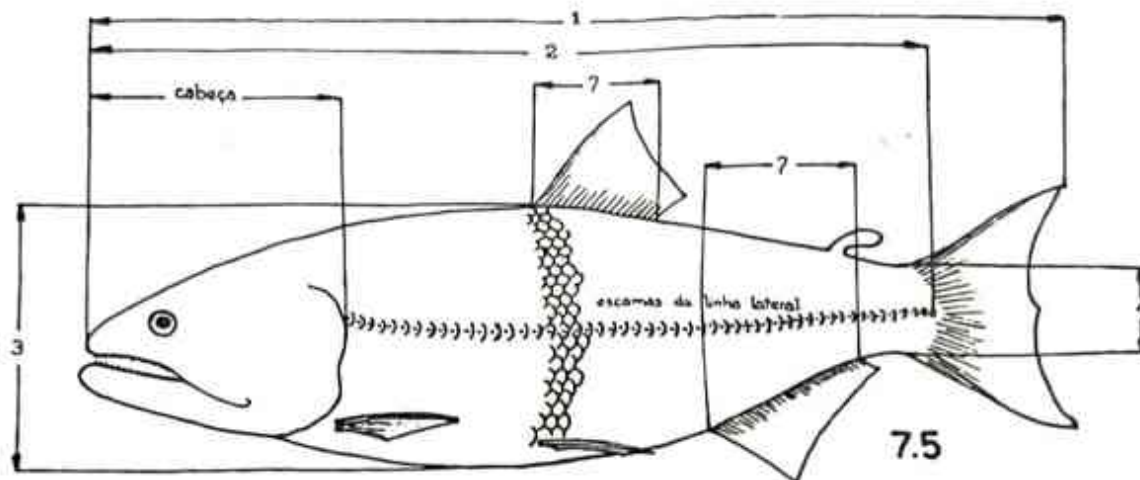



Fig. 7.1 : covo; fig. 7.2 : covo improvisado; fig. 7.3 : anzol de lambada; fig. 7.4 : injeção de peixes grandes (a pele foi afastada para dar uma idéia da orientação dos feixes musculares); fig. 7.5: anotação de medidas; fig. 7.6: modo de prender a etiquêta

(cuidado com cobras, que não morrem com o timbó) as locas e maciços de vegetação submersa.

Nas lagoas lança-se simplesmente o veneno e apanha-se os peixes que boiam, fazendo também a exploração do fundo com varas.

A quantidade de timbó a usar só pode ser determinada pela prática dos pescadores locais. Até porque, sob o nome "timbó" andam plantas de diversas famílias. A rotenona pura, que é difícil de obter no Brasil, pode ser usada na proporção aproximada de 1 grama para 50 litros de água.

A explosão de dinamite dentro dágua mata muitos peixes — às vêzes danificando-os um tanto. Os peixes de escama boiam, mas os de couro não.

É necessária uma enfática palavra de cautela quanto ao uso de venenos e explosivos na coleta de peixes. São métodos que dizimam e só devem ser usados com o máximo de critério. Sua indicação ideal é em lagoas que vão secar (de modo que o peixe morreria de qualquer jeito) ou em riachos pequenos em zona onde há muitos, de maneira que o repovoamento é rápido.

Os métodos usando anzol e linha são de pouco rendimento quantitativo, mas indispensáveis, pois produzem formas que não se obtêm de outra maneira. Especialmente útil é o espinhel, uma série grande de anzóis, prêsos de distância em distância a um cabo mestre, poitado num trecho profundo do rio. Assim se pegam especialmente os peixes grandes de couro. O tamanho dos anzóis para o espinhel depende estritamente dos peixes existentes na zona e das espécies que se quer pegar. Por isso é necessário ter uma boa seleção de tamanhos, e 30 a 50 anzóis de cada tipo. Os detalhes de instalação do espinhel (lugar, tipo de anzol e de isca) deve ficar, se possível, a cargo de pescadores locais.

7. 1. 4. Oportunidades especiais de coleta. Em algumas ocasiões é possível realizar coletas maciças com pouco trabalho.

Uma é por ocasião das piracemas, ou migrações em massa rio acima, quando os peixes se acumulam nas cachoeiras. A pesca de tarrafa é então frutuosíssima. Ainda mais, em certos lugares, encontram-se os denominados "paradouros" de peixe, em que os cardumes entram em becos sem saída e podem ser

apanhados com a mão ou com um anzol de "lambada" (fig. 7.3). Êste é composto de 3 anzóis comuns soldados pela haste e amarrados à uma linha forte· Dá-se com esta uma verdadeira lambada na água, na qual se enxergam os peixes, e êstes são fisgados pelo dorso.

Outras ocasiões excepcionais são fornecidas pelo esgotamento de reprêsas ou de trechos do rio, para mineração de diamantes ou para obras de pontes, barragens, etc. Também por ocasião do fechamento de barragens, o nível do rio a jusante baixa sùbitamente, e muitos peixes ficam em poças ou no sêco.

7.2. FIXAÇÃO (Ver 2.3)

7.2.1. Peixes pequenos. Para peixes até 3 quilos, o melhor sistema de fixação é o afogamento no formol a 10%. Para isso, leva-se ao local de coleta o vasilhame suficiente (camburões de 50 e 5 litros, numerosos vidros) para que o volume de peixes nunca exceda o de fixador.

A fixação se completa em cêrca de 24 a 48 horas, mas é essencial uma revisão nas primeiras 6 horas. O peixe bem fixado geralmente afunda. Peixes que boiem devem ser cuidadosamente examinados e, conforme o caso, injetados ou eviscerados.

No caso de alguns peixes que comem lôdo (p. ex. corumbatá) ou plantas (piavas, piapara), é indispensável injetar profusamente a cavidade abdominal. Quando isto não é feito, ou quando a injeção é mal sucedida, o peixe deve ser eviscerado e colocado em recipiente individual com formol, para tentar a recuperação.

Há alguns peixes em que a dentição constitui um caráter importante para estudo, mas que teimam em morrer de bôca cerrada; p. ex., as piavas. Nesses casos, convém inserir, no início da fixação, um toquinho de madeira na bôca, para mantê-la entreaberta.

Peixes de couro que tenham acúleos fortes nas nadadeiras devem ser retirados do formol dentro da primeira hora, para que se possam abaixar êsses acúleos antes do enrijecimento. De outra maneira é difícil enfrascá-los na coleção.

Peixes que já chegam à preparação mortos devem ser injetados (com exceção dos pequenos, de 15 cm para menos) e examinados cuidadosamente durante a fixação.

7.2.2. Peixes grandes. Exemplares grandes devem ser injetados, mesmo que se disponha de recipientes em que êles caibam. Devem ser injetadas a cavidade geral e as massas musculares. A injeção destas deve ser feita acompanhando a direção dos feixes musculares (fig. 7.4).

Se se dispuser de recipiente adequado, o peixe grande deve ser fixado em formol. Caso contrário, deve ser envolto em pano umedecido com formol e colocado ao abrigo da evaporação até que se fixe.

Em qualquer dos casos deve-se ajeitar o peixe, por meio de panos e barbantes, na forma mais conveniente para guardar posteriormente em frascos na coleção. Quando se usar barbante, tomar cuidado para que êste não marque fundamente o corpo do peixe.

7.2.3. Peixes grandes demais. Alguns peixes são grandes demais para fixação e transporte. Preserva-se então a cabeça em formol ou sêca, e tomam-se as seguintes medidas (fig. 7.5), se possível acompanhadas de boas fotografias e dados sôbre a côr:

1. comprimento total (medido da ponta do focinho até a extremidade da nadadeira caudal);
2. comprimento padrão (da ponta do focinho até o início da nadadeira caudal);
3. altura (medida logo à frente da nadadeira dorsal);
4. altura mínima do pedúnculo caudal;
5. largura máxima;
6. altura máxima das nadadeiras dorsal, peitoral, ventral e anal;
7. comprimento da base das nadadeiras dorsal e anal;
8. número de escamas perfuradas na linha lateral e de escamas em série transversal, isto é da linha lateral até o início da nadadeira dorsal e da linha lateral até a base da ventral.
9. número de raios duros e moles em tôdas as nadadeiras.

Na falta de formol os peixes pequenos podem ser fixados em álcool, mas isto é pouco recomendável.

7.2.4. Alevinos. Podem ser fixados e conservados no álcool a 70%. Porém, se destinados a cortes histológicos, devem ser fixados e conservados em formol a 10% ou, preferìvelmente, em fixador de Bouin (2.3.7).

7.3. ROTULAGEM (Ver 2.4)

Os peixes da mesma apanha, colocados em camadas nas latas de transporte, recebem um rótulo de papel com os dados escritos. O mesmo se faz para cada pacote no caso de sacos de plástico.

Quando se misturam peixes de mais de uma apanha ou quando por qualquer motivo é necessário individualizar os exemplares, cada um dêles deve ser etiquetado. As etiquêtas devem ser amarradas no pedúnculo caudal ou passando da bôca para a guelra (fig. 7.6).

Na falta de etiquêtas, o rótulo pode ser enrolado, com os dizeres para dentro, e o canudinho assim formado colocado na bôca do exemplar.

7.4. ACONDICIONAMENTO

Os cuidados essenciais no acondicionamento de peixes para transporte referem-se às escamas e à integridade da nadadeira caudal. Um peixe nunca deve tocar em outro (a não ser no caso dos pequeninos, que vêm em vidros cheios até a bôca de álcool a 70%) e sua cauda deve ser sempre protegida contra pressões e deformações.

O sistema ideal é a arrumação de camadas de peixes separadas por camadas de pano, em latas ou recipientes de plástico ou fibro-cimento. Êstes últimos só servem para transporte em veículos próprios, pois não vedam.

Isto não sendo possível, deve-se recorrer aos sacos de plástico, tomando-se o cuidado de embrulhar os peixes em pano, em pacotes pequenos, dispondo-os alternadamente com a cabeça para a direita e para a esquerda, a fim de que o corpo de uns defenda a cauda dos outros. Pode-se também colo-

car no pacote de pano um graveto pouco maior que os peixes, cujas caudas ficam assim protegidas.

Nunca se deve deixar os peixes expostos por muito tempo ao ar antes de acondicioná-los. Há certas môscas que podem depositar seus ovos sôbre êles; as larvas, por incrível que pa-reça, nascem, resistem ao formol e danificam imensamente os exemplares, chegando a causar apodrecimento.

7.5. CONSERVAÇÃO

Os peixes cujo tamanho permite a conservação em vidros devem ser conservados no álcool. Êste tem duas vantagens: facilita o manuseio e não descalcifica os ossos. Peixes grandes, conservados em tanques, não escapam ao formol, pois, nessas condições de preservação, o álcool evapora com grande facilidade.

8. INSETOS

Os insetos são encontrados nas mais variadas situações, e o coletor deve sempre pesquisar todos os ambientes que puder. A coleta, nos têrmos dêste Manual, pode ser dividida em 5 grupos: a) geral, diurna ou noturna; b) com iscas; c) com armadilhas, geralmente iscadas; d) especiais, em que se procuram determinados bichos ou se exploram determinados ambientes restritos; e) de insetos aquáticos.

8.1. COLETA GERAL

Chamamos de coleta geral aquela em que o estomologista vai caminhando e recolhendo os insetos que vê. Pode colhê-los com a mão, com pinça, diretamente no tubo de captura (8.6.2) ou de líquido (8.6.1), ou ainda usar os instrumentos que se seguem.

8. 1. 1. Rêde entomológica. Consiste em um aro circular de metal (aço inoxidável ou arame encapado com plástico), prêso a um cabo de madeira, e que sustenta um saco de pano em forma de coador. A união do aro com o cabo pode ser feita de várias maneiras. Num tipo simples (fig. 8.1.) dobram-se as pontas do arame em ângulo reto, voltadas para dentro. Encaixam-se essas pontas em sulcos praticados na extremidade do cabo e amarram-se com arame, ou prendem-se com um cilindro de metal justo, com folga apenas para que se possa retirar o aro. Êste segundo processo é mais aconselhável, pois facilita o transporte da rêde (que pode ser desmontada), a lavagem e troca do saco de pano.

Um outro processo é construir um aro com duas metades articuláveis, prêsas ao cabo por meio de um parafuso munido de rôsca em borboleta (fig. 8.2).

O saco de pano deve ter fundo arredondado, e não termi-

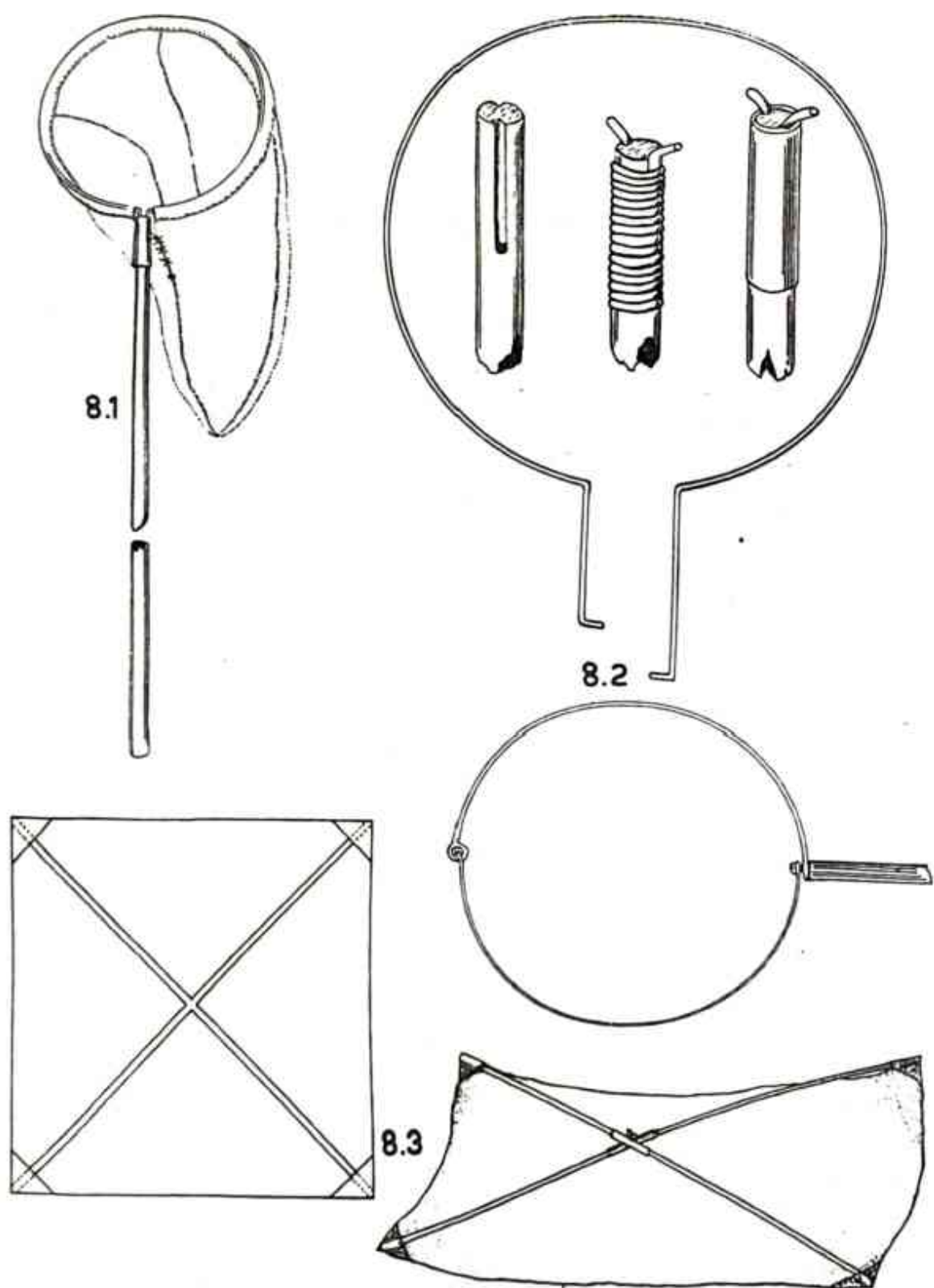



Fig. 8.1: rêde entomológica; fig. 8.2: aros de rêde e modos de prendê-los ao cabo; fig. 8.3: guarda-chuva entomológico.

nado em bico ou ângulo agudo o que pode danificar os insetos es. pecialmente os de asas grandes e frágeis. O material mais indi. cado é o filó de náilon, pois não se molha fàcilmente, mesmo se a rêde bater de encontro à vagetação molhada. Há quem prefira voal (pano de cortina), por costurar melhor e ser resistente ao éter e clorofórmio. Pode-se usar também filó co. mum ou qualquer pano branco ralo. O saco deve ser prêso ao aro por um refôrço de pano forte, para evitar o desgaste cau. sado pelo contínuo atrito. As costuras devem ser reforçadas, formando uma dupla bainha, de modo que o conjunto fique bastante resistente.

A profundidade do saco de pano deve ser de 1,5 a 2 vêzes o diâmetro do aro de arame, e uma medida aconselhável para êste último é a de 30 a 50 cm. O cabo de madeira, de mais ou menos 1 metro de comprimento, deve ser leve e resistente. Um ótimo material é o bambu.

O trabalho com a rêde não tem segredos e requer apenas um pouco de prática. Ao passar um inseto voando, ou estando pousado, dá-se um golpe brusco, fazendo com que entre no saco de pano; vira-se imediatamente o aro, de modo a impedir a saída do bicho. Êste é então segurado delicadamente por fora da rêde e passado para um tubo de captura (8.6.2). Se o inseto fôr venenoso e picar (como abelhas e vespas) ou se mor. der (como certos coleópteros) pode-se, antes de retirá-lo, des. pejar sôbre êle algumas gotas de éter ou clorofórmio, ou um jato de lança-perfume (8.1.6).

8.1.2. Rêde para borboletas. É construída da mesma forma que a anterior, porém com o aro retangular, de cantos arredondados e o saco de pano de filó leve e fino, de preferência verde ou azul. O cabo deve ser bastante longo, composto de várias secções ajustáveis por meio de encaixes ou de rôscas. Um caniço de pesca é perfeito. Esta rêde também serve para a caça de libélulas, que em geral não permitem a aproximação; esta é permitida por um cabo longo.

No caso das grandes borboletas azuis (**Morpho**), que voam com altos e baixos ao longo de picadas sombrias, o coletor deve voltar-se para o lado de onde a borboleta vem e dar-lhe a redada por trás.

8.1.3. Rêde para varrer a vegetação ("sweeping"). Da mesma construção que as anteriores, porém bastante reforçada e feita com pano grosso e resistente (morim, saco de farinha,

etc.). Com essa rêde malha-se fortemente a vegetação, em sentido horizontal, apanhando dêste modo certa quantidade de fôlhas, junto com as quais virão os insetos. O conteúdo da rêde é então despejado em um vidro grande de bôca larga, ou saco de plástico, contendo um chumaço de algodão com éter.

No laboratório, ou no acampamento, separam-se os insetos dos detritos. O colecionador pode também retirar os insetos da rêde após cada varrida, com o tubo de captura, procurando-os em meio às fôlhas. Dêste modo, porém, muitos escapam, principalmente os pequenos que, ou voam imediatamente, ou passam despercebidos. Para evitar êsses inconvenientes, lança-se na rêde um jato de éter, por meio de um "lança-perfume" (8.1.6) matando ou narcotizando os exemplares ali contidos.

Na falta do éter, no campo, pode-se nebulizar o saco de plástico com inseticida, que não mata na hora mas tonteia bastante.

A coleta por varredura fornece bons resultados, e o colecionador deve bater a vegetação rasteira ou semi-arbustiva que fica na beirada das picadas na mata, em clareiras, margens de cursos dágua, etc.

Ela pode também ser praticada à noite, levando o coletor uma lâmpada de testa, ou um companheiro com lampião.

8.1.4. Guarda-chuva entomológico. É um método semelhante à varredura, mas para o qual se utiliza um pano branco, quadrado, com aproximadamente 70 cm de lado, sustentado por dois pedaços de madeira perpendiculares, encaixados sob cantoneiras do pano (fig. 8.3).

Colocado êsse guarda-chuva sob um arbusto, malham-se fortemente os galhos, fazendo com que os insetos caiam sôbre o pano. Aí podem ser apanhados manualmente, com pinças, ou, e principalmente, com o aspirador (8.1.5).

Há quem prefira um guarda-chuva redondo, formado por um aro forte, semelhante ao das rêdes, vestido de lona.

Na impossibilidade de construir um guarda-chuva entomológico, pode-se lançar mão de um guarda-chuva meteorológico pròpriamente dito, cujo cabo é cortado próximo ao pano, e munido de um sistema qualquer de dobradiças, que permita enfiá-lo sob os arbustos. O primeiro tipo (quadrado) apresenta as vantagens de ser fàcilmente desmontável e transportável, e de ter fundo claro, contra o qual os bichos se destacam.

Com o guarda-chuva entomológico deve-se trabalhar, de preferência, em dupla: um para segurá-lo e outro para apanhar ràpidamente os insetos. O método é especialmente indicado para coleópteros, mas apanha também muitos outros insetos, aranhas, moluscos, etc.

8.1.5. **Aspirador.** É um aparelho para coletar ràpidamente grande número de insetos pequenos (fig. 8.4). Um dos tubos tem a extremidade inferior tampada por um pedaço de pano fino, ou tela, e a outra se continua por um longo tubo de borracha, pelo qual o colecionador aspira os insetos que estão em frente ao vidro. Os insetos ficam retidos no interior do frasco, onde podem ser mortos ou estonteados com um pouco de fumaça de cigarro ou removidos para um vidro com álcool a 75%.

O aspirador é indispensável na coleta de formigas e cupins, prestando também grandes serviços na coleta com guarda-chuva, na barraca de Shannon (8.3.1) e em inúmeras outras situações.

8.1.6. **Lança-perfume.** Um lança-perfume metálico, dos antigos (em que a rolhinha por onde sai o jato é de vidro, e não de plástico), com um pequeno furo no fundo (arrolhado), é instrumento importante. É carregado com éter, pelo furinho do fundo, e funciona como um lança-perfume comum de carnaval. Seu jato anestesia quase instantâneamente animais demasiado ligeiros ou perigosos para a apreensão direta com pinça ou com a mão.

8.1.7. **Vidraria.** Vidros de bôca larga de 100 a 200 cc, com tampa plástica, vazios ou com álcool a 70%, e uma variedade de tubinhos com rôlha de cortiça ou de plástico, são indispensáveis.

Todo o material miúdo de coleta deve ser levado em um embornal a tiracolo (15.1).

8.2. ISCAS

Grande número de insetos são atraídos pelo cheiro de substâncias frescas ou, mais comumente, em decomposição, que chamamos "iscas", animais ou vegetais. São boas iscas animais os cadáveres, pedaços de vísceras ou carne podre, fezes, suor, urina, etc.

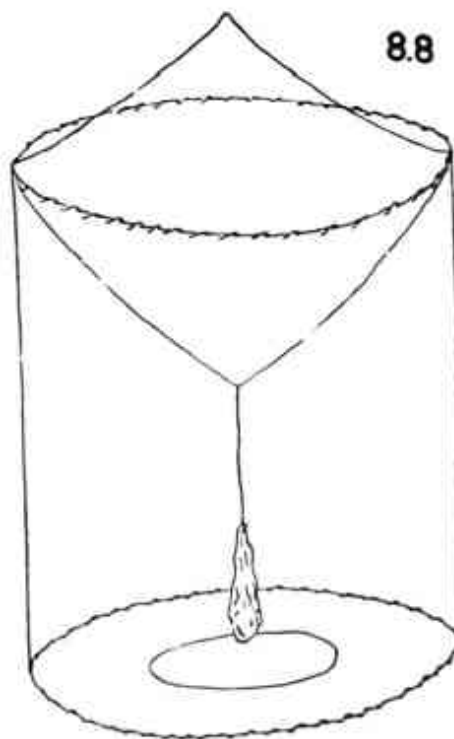
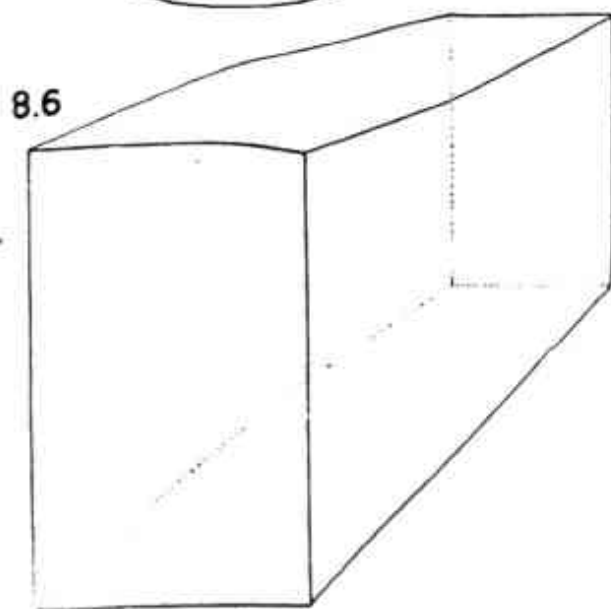
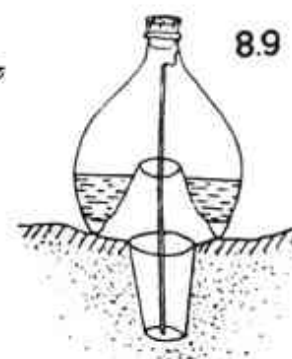
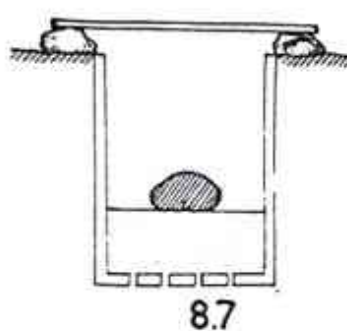
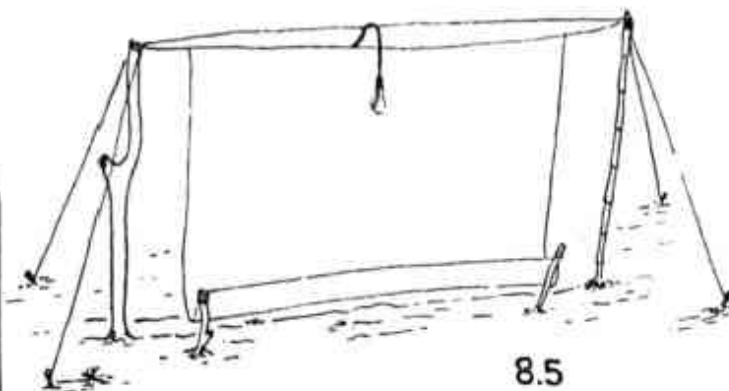
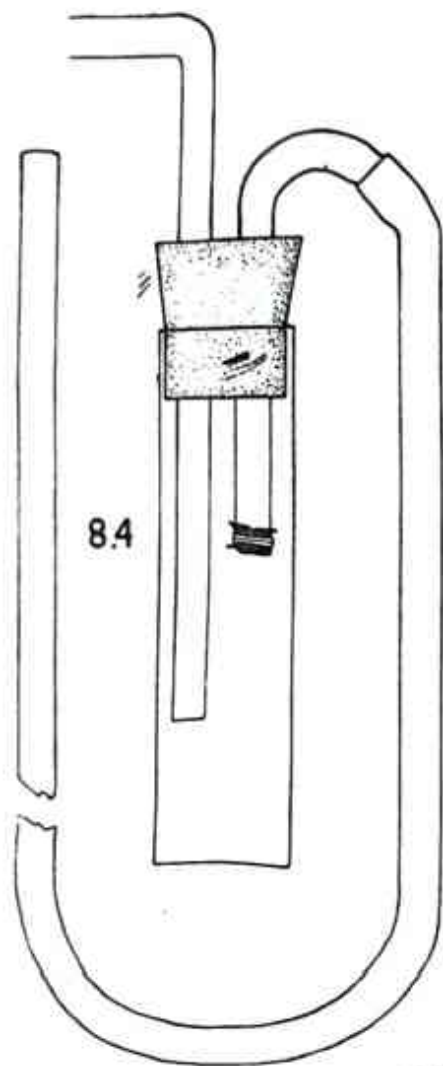



Fig. 8.4 : aspirador; fig. 8.5 : coleta "no pano"; fig. 8.6 : barraca de Shannon (simplificada); fig. 8.7 : armadilha para besouros; fig. 8.8: armadilha para môscas; fig. 8.9: armadilha de Dahl para forídeos.

Animais vivos atraem muitos insetos sugadores de sangue ou lambedores de suor. Cavalos, bois, e outros animais domésticos, amarrados no campo, ou no interior de uma barraca de Shannon (8.3.1.), atraem borrachudos, mosquitos, motucas e outros hematófagos. O suor do próprio colecionador atrai pequeninas môscas, abelhas e vespas. A urina de animais presos, já um tanto fermentada, atrai muitos insetos.

Do lado vegetal, frutas "passadas", principalmente bananas, mangas, abacaxis, tôdas as adocicadas e sumarentas. Entre outras, misturas de frutas com levêdo de cerveja ou de banana fermentada com cerveja preta, dão excelentes resultados. Diversos óleos essenciais também podem ser utilizados.

As iscas podem ser espalhadas em lugares diversos, a juízo do coletor: sôbre a vegetação, mourões de cêrca, no chão, ou ainda em saquinhos de pano fino, pendurados em lugares escolhidos. Os insetos que as freqüentam são apanhados com a rêde.

Passamos a descrever alguns tipos de coleta com iscas.

8.2.1. Coleta em dejeções. As fezes, tanto humanas quanto animais, atraem insetos interessantes, pertencentes a diversas ordens e famílias. Pode-se encontrá-los esvoaçando em tôrno, ou caminhando sôbre, sob ou no meio da massa fecal, ou ainda enterrados no solo, a pouca profundidade. Os que não voam podem ser coletados com pinças. Para colecionar os voadores utiliza-se um artifício, que é o seguinte: cobre-se a área ocupada pelas fezes, cuidadosamente, para não espantar os exemplares, com um cone de papelão, ou qualquer material opaco, tendo adaptado no bico um frasco fàcilmente destacável. Uma vez coberta a massa fecal, as môscas e outros insetos voadores tentam escapar da escuridão do interior do cone, voando para cima. Dêste modo, entram no frasco, onde são apanhados.

8. 2. 2. Resinas vegetais. A resina exsudada por vegetais, especialmente em talhos no tronco de árvores ou de palmeiras, atrai diversos insetos interessantes, principalmente dípteros e coleópteros.

8.2.3. Luz. A luz também funciona como isca, atraindo insetos voadores. Êstes podem ser simplesmente colhidos na parede ou em plantas, perto do foco luminoso. No interior dos globos que protegem as lâmpadas acumulam-se pequenos insetos que morrem e secam, mas são em grande parte aproveitá-

veis. Nunca se deve deixar de recolher êsse material em um vidro com álcool, para triagem no laboratório.

No entanto, a melhor coleta feita à luz é a chamada "com o pano". Para esta utiliza-se, idealmente, uma lâmpada elétrica de mercúrio (Philips, de 150w) ou, na sua falta, uma lâmpada comum, de 300 a 500w, ou ainda um lampião a querosene, de 500 velas. As lâmpadas de mercúrio atraem muito maior número de insetos que as outras, incluindo formas que de outra maneira não seriam coletadas. Algumas cidades possuem iluminação pública dêsse tipo, e sob os postes o colecionador poderá encontrar uma quantidade de exemplares.

Entre as lâmpadas comuns, só podem ficar expostas ao tempo aquelas até 300w; as mais fortes estouram com qualquer garoazinha.

As melhores coletas com luz se fazem geralmente em noites sem lua, principalmente depois de chuvas, quando a atmosfera está saturada de umidade. A fonte luminosa deve ser colocada de preferência acima de uma mata, num barranco, ou numa estrada cortada na encosta de um morro. Lugares que dominam uma beira dágua, com mato, são ótimos para formas aquáticas e semi-aquáticas.

Usualmente monta-se verticalmente (paralelo ao mato) um paço branco, de cêrca de 3 x 2 m (fig. 8.5), suspenso por cordinhas, e com a margem inferior formando uma bolsa. A lâmpada fica no meio, em frente à margem superior (não acima dela) e afastada uns 30 cm. O pano precisa de atenção constante, um ou mais coletores continuamente recolhendo as coisas que aparecem, em tubos de captura destinados às diversas categorias (moles e grandes, pequenos, duros e grandes, etc). As mariposas são colhidas com a mão e injetadas como descrito na secção 8.6.3.

No seio inferior do pano juntam-se muitos insetos, que devem ser colhidos de quando em quando. Árvores, outras estruturas, o próprio chão perto da luz e o reverso do pano devem ser periòdicamente examinados com lanterna elétrica. No fim da noite, rapa-se tudo que não foi aproveitado (excetuando-se grandes massas de alados de formiga e cupins) e põe-se em vidros com álcool para triagem no laboratório.

Quando o pano está demasiado cheio, é aconselhável nebulizar algum inseticida, que mata ou tonteia um grande nú-

mero de insetos, especialmente os pequenos, que caem no seio do pano.

Há quem prefira colocar o pano sob a lâmpada, no chão, e não verticalmente. Em lugares onde não há eletricidade, é de grande auxílio um grupo motor-gerador a gasolina.

8.3. ARMADILHAS

Nos tipos de coleta vistos acima, o coletor apanha o inseto voando, andando, ou pousado. Podem, além disso, utilizar armadilhas, que, impedindo a fuga dos insetos que nelas penetram, concentram, em pouco tempo, grande número de exemplares. Geralmente as armadilhas são iscadas.

8.3.1. Barraca de Shannon (fig. 8.6). O tipo simplificado que usamos é uma grande caixa de pano, suspensa pelos quatro cantos, com a barra a meio metro do solo. É suspensa por cordinhas costuradas nos seus cantos e amarradas a árvores ou quaisquer outro suportes. O local deve ser limpo de gravetos, espinhos, etc. Os insetos entram, espontâneamente ou atraídos, seja por iscas, seja pela luz de um lampião, e são coletados com o tubo de captura ou com o aspirador.

O material mais indicado é o filó de náilon, pois a barraca fica leve e se dobra fàcilmente, reduzindo-se a um pequeno volume; além disso, se chover, não ficará muito molhada e secará rápido. Por outro lado, rasga-se com facilidade, principalmente se se enroscar em espinhos ou gravetos. Deve-se evitar que os rasgões aumentem, colando-os imediatamente com esperadrapo e costurando-os logo que possível. As pontas devem ser bem reforçadas, principalmente onde são costuradas as cordas pois aí se exerce tôda a tração.

A barraca de pano mais resistente ocupa um volume maior quando dobrada, e mofa fàcilmente se guardada úmida. Seja como fôr, os bons resultados da barraca de Shannon compensam suas pequenas desvantagens.

8.3.2. Armadilha para besouros necrófagos, coprófagos e saprófitos (fig. 8.7). Cava-se um buraco no chão e coloca-se dentro uma lata de uns 5 litros de capacidade, com o fundo furado, para deixar escoar água de chuva, e contendo uma camada de alguns centímetros de areia. Sôbre esta coloca-se uma

isca, que pode ser carcaça animal, excrementos ou frutos podres. Como tampa, uma tábua sustentada por duas pedras, com uma terceira pedra por cima, para evitar furtos de isca. À medida que esta apodrece, exala um cheiro forte que atrai os insetos que se alimentam de carne podre, principalmente besouros. Êstes podem ser coletados sob ou sôbre a isca e também enterrados a pouca profundidade, na areia do fundo da lata.

Se houver muitas formigas, o fundo da lata não deve ser furado, mas parcialmente cheia de água, para evitar que as formigas roubem a isca e os insetos que dela vêm alimentar-se. É preferível ter os bichos molhados do que não os ter.

8.3.3. Armadilha com melado. Uma modificação do processo acima é colocar, em vez de isca animal, uma mistura de 3 a 4 partes de água e uma de melado de cana, bem fermentado. Esta mistura atrai muitos insetos, entre os quais dípteros, coleópteros das famílias Carabidae, Cerambycidae e outras. Esta armadilha pode ser enterrada nos mais variados lugares: em matas, regiões montanhosas ou rochosas, cavernas, etc. O colecionador deve deixá-las armadas por vários dias, fazendo visitas periódicas. O local deve ser bem assinalado, no caso de uma permanência longa, ou se o coletor se ausentar momentâneamente do local.

Há quem aconselhe colocar uma tela metálica fina pouco acima do melado, para evitar que os insetos se lambusem. Outros acham melhor deixar que isto aconteça, fazendo-se a limpeza dos exemplares com éter.

8.3.4. Armadilha para môscas (fig. 8.8.). Constrói-se um cilindro de tela de náilon (ou outro pano) de malhas muito finas, sustentado em cima e em baixo por dois aros de arame encapado com plástico. O tôpo e o fundo são tampados por um círculo de plástico transparente, havendo em baixo, porém, uma abertura circular, reforçada com arame. No interior da armadilha pendura-se uma isca, que deve ficar quase ao nível da abertura inferior. Colocada em uma área escolhida, onde bata sol e não sopre muito vento, logo atrai muitas môscas, que penetram em seu interior. Depois de algum tempo, quando a quantidade de exemplares fôr razoável, retira-se a isca e apanham-se os insetos com o tubo de captura.

Esta armadilha apresenta a vantagem de, pendurada a uma cordinha, poder ser içada a qualquer altura.

8.3.5. Armadilha para Phoridae. Os forídeos são pequenas mosquinhas pretas, de andar muito característico, em zigue-zague, que vivem principalmente em substâncias em decomposição. Para capturá-las utiliza-se a armadilha de Dahl, representada na figura 8.9. Consta de um copo, contendo isca de carne podre, enterrado no chão. Por cima do copo vai a armadilha de vidro, com a forma apresentada na figura. As mosquinhas que atraídas pela carne, esvoaçam ou caminham pelo copo, tendem a penetrar na armadilha, principalmente se ajudadas por um talo de capim, e acabam por cair no álcool. Para retirá-las basta desarrolhar a armadilha e passar o álcool para outro frasco de vidro.

8.3.6. Armadilhas automáticas com luz. É possível adaptar a uma lâmpada dispositivos tais que os insetos atraídos caiam em um tubo de cianeto ou de álcool. Isto requer duas peças: uma manga transparente ou de tela, em que os insetos batam, caindo, e um funil que os recolha e dirija para o tubo. A tela é geralmente de malha que não permita a entrada de lepidópteros e de coleópteros muito grandes, os quais prejudicariam a massa de insetos menores.

8.4. COLETAS ESPECIAIS

As coletas especiais destinam-se a obter determinados tipos de insetos, que vivem em ambientes restritos.

8. 4. 1. Coleta em folhiço. A camada de fôlhas e outros detritos vegetais que cobre o solo, em diversos estágios de decomposição, abriga uma grande quantidade de insetos, principalmente ápteros (sem asas), que aí procuram abrigo, alimento, umidade e proteção contra a luz. Para capturá-los utilizamos um aparelho de fácil construção, que é uma modificação do "funil de Berlese". Consta de um funil feito de papelão resistente, tendo na parte superior uma bandeja de tela de arame de malhas finas e na parte inferior um vidro com álcool a 75%, prêso por elásticos ou por arame (fig. 8.10).

Por cima da tela colocam-se porções de folhiço, que são aquecidas pelo sol ou por uma lâmpada. À medida que o folhiço se vai aquecendo e secando, os insetos tendem a penetrar mais e mais fundo, atravessando por fim a tela e caindo no vidro com álcool. Muda-se o material da bandeja de tempos em tempos, até que se tenha boa quantidade de insetos no vidro.

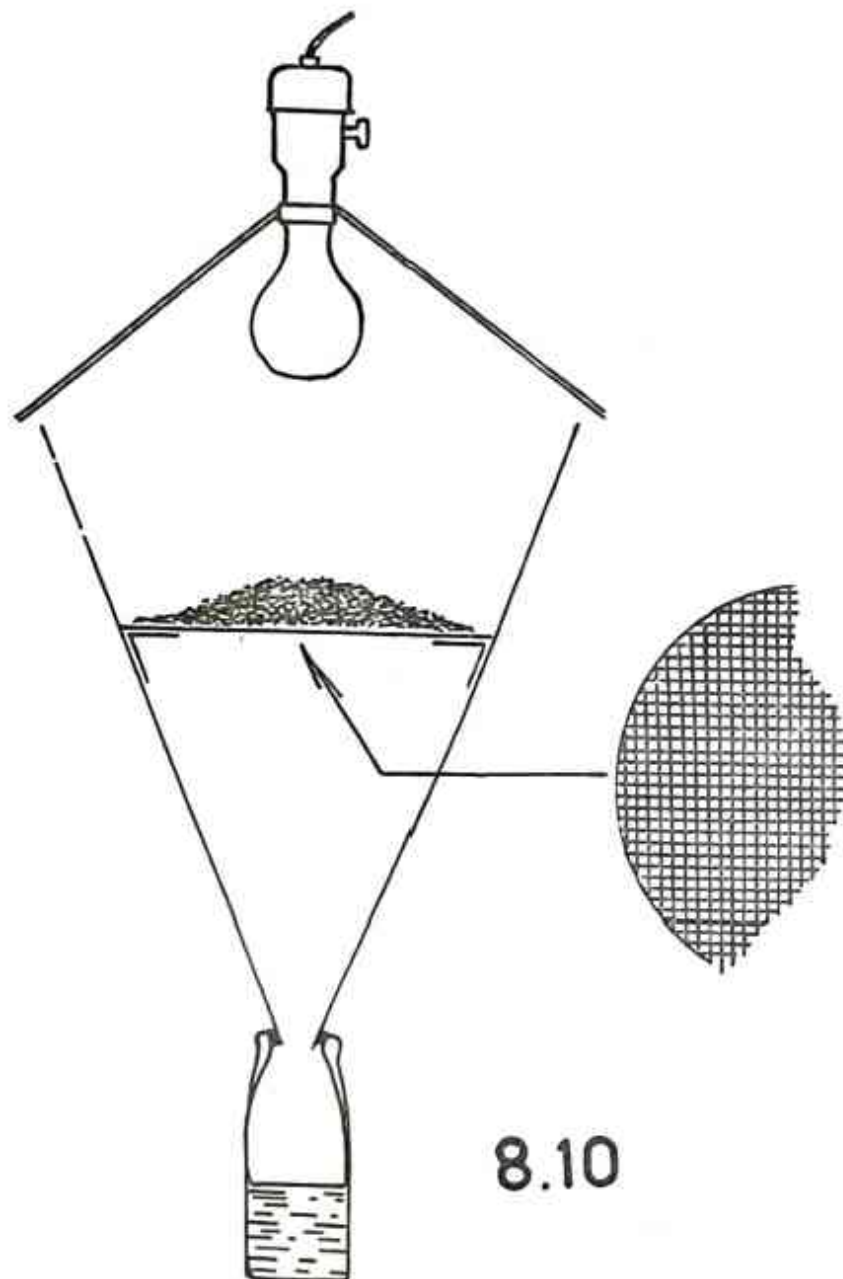



Fig. 8.10 : funil de Berlese.

O passo seguinte é separar os insetos dos detritos miúdos que com êles caem no álcool. Coloca-se o material em um tubinho, cheio até a metade, e acaba-se de encher com querosene, agitando-se levemente. Deixa-se descansar: o querosene sobrenada e carrega os insetos consigo, ficando o álcool no fundo com os detritos. Pipeta-se o querosene com os bichos e adiciona-se bastante álcool e um pouco de dioxana. Esta última substância mistura os dois líquidos e os insetos podem ser aí mesmo conservados ou transferidos, depois de separados, para álcool a 75%.

Na ausência de dioxana, que não é nada fácil de encontrar no comércio, a separação dos insetos do meio dos detritos tem que ser feita sob a lupa, catando-se cada exemplar, individualmente, com pipeta ou pincel fino.

8.4.2. **Coleta direta de Collembola.** Os colêmbolas encontram-se em uma variedade de ambientes, geralmente sombrios e úmidos: no húmus, sob cascas de árvores, em raízes de plantas, etc. Constituem um verdadeiro "plâncton terrestre". Sua coleta faz-se com o funil de Berlese (8.4.1) ou diretamente com o aspirador (8.1.5), ficando o coletor deitado de bruços no campo de coleta. Necessita-se de muita rapidez no capturá-los, pois pulam atívamente, saindo logo do campo visúal. Podem também ser capturados com o dedo molhado em álcool, com cuidado para não esmagar; depois de "grudados" ao dedo, são transferidos para tubinhos com álcool.

8.4.3. **Carreiros de correição.** As correições são formigas que se constituem em verdadeiros exércitos, de quando em quando encontrados em marcha pelo campo afora, de dia ou de noite, formando extensas colunas conhecidas como "carreiros". Os carreiros podem ser devidos a pelo menos duas causas: mudança de colônia ou expedições de rapina. Sempre que se notar um dêsses carreiros em marcha, devem-se coletar cuidadosamente três tipos de insetos (além das correições, naturalmente): a) os mirmecófilos que, ou andam junto com as formigas, ou são carregados por elas; alguns dêles apresentam formas interessantíssimas e sempre fornecem material muito bom; b) insetos que são espantados pelas formigas, pois estas provocam verdadeira "corrida" entre êles, nada respeitando que se lhes anteponha à marcha, e penetrando nos mais escuros recônditos do solo. Apanham-se assim muitos ápteros, insetos de hábitos noturnos, além de grilos, baratas, gafanhotos, etc.; c) insetos predadores ou parasitos, que esvoaçam em tôrno dos carreiros para roubar uma prêsa ou para pôr seus ovos; estão neste grupo principalmente dípteros das famílias Tachinidae, Conopidae e Phoridae.

8.4.4. **Gomos de taquara.** No interior dos gomos de bambus e taquarussus vivem muitas larvas de dípteros, lepidópteros, adultos de ortópteros, etc. (Ver também 15.8).

8.4.5. **Gravetos podres.** Pauzinhos podres, de 1 cm de diâmetro para cima, devem ser quebrados e examinados com muita atenção. Os melhores bichos que contêm são pequenas

formigas, que inicialmente se fingem de mortas e depois começam a mexer-se muito lentamente. Abrigam também cupins, Corrodentia, etc. Podem ser trazidos em saquinhos e examinados com vagar, sob lupa.

8.4.6. **Cavernas.** As cavernas, lapas e mesmo pequenas grutas fornecem uma fauna de insetos muito especial. Nesse ambiente podem-se encontrar baratas, grilos, coleópteros e diversos dípteros. No caso de a caverna ser habitada por morcegos, deve-se procurar a fauna que habita na camada de fezes do chão (guano), onde se pode encontrar uma infinidade de formas. O guano, de acôrdo com sua consistência, pode ser tratado no funil de Berlese (8.4.1), conservado em formol a 5% ou trazido em qualquer recipiente, sendo os insetos catados. Pode-se também deixá-lo em recipientes de vidro tampados com téla, no escuro, para a criação de larvas, devendo-se manter elevado o teor de umidade. O inseto mais característico do guano, no Brasil, é um besouro da família Tenebrionidae, quase sempre encontrado em grandes quantidades e que ocorre também fora das cavernas.

8.4.7. **Ninhos de aves e mamíferos.** Fornecem formigas, besouros, percevejos, pulgas, etc., que se alimentam das fezes dos ocupantes ou de outros detritos, ou que são parasitos. Os ninhos devem ser colocados no interior de sacos de pano ou de plástico. No laboratório põe-se dentro um chumaço de algodão com éter e guarda-se o saco numa lata fechada, por cêrca de meia hora. Depois proceder-se-á à catação sôbre uma fôlha de papel branco.

8.4.8. **Ocos de árvores vivas.** Abrigam enxames de pequenos insetos, notadamente mosquitos, que podem ser apanhados com o aspirador. Quando têm água acumulada, aí se encontram diversas larvas aquáticas.

8.4.9. **Cereais armazenados.** Cereais ou outros produtos armazenados são atacados por diversas pragas, principalmente coleópteros, dos quais se podem obter boas séries.

8.4.10. **Frutos podres.** Devem sempre ser abertos. Além de abundantes larvas (geralmente fáceis de criar), muitas vêzes contêm insetos adultos.

8.4.11. **Orelhas de pau e outros fungos.** Os cogumelos e líquens duros e irregulares chamados "orelha de pau" abrigam uma fauna de besourinhos que ficam na superfície ou brocam a

planta, revelando-se então por furinhos. O melhor é trazer o cogumelo em um saquinho para o acampamento, e aí fazer a triagem. Os fragmentos são conservados em vidro tampado por tela, para que possam nascer mais besourinhos, a partir das larvas existentes.

Em outros cogumelos, do chão ou epífitos, encontram-se também numerosos e interessantes besouros.

8.4.12. **Inflorescências**. Inflorescências grandes atraem muitas môscas, besouros, mamangavas e abelhas. Devem ser também desmontadas, pois geralmente contêm muitos insetos pequeninos.

8.4.13. **Coleta em flores de Aristolochia.** As aristolóquias são conhecidas vulgarmente como "papo de peru", "papo de galo", "jarrinha", etc. Possuem um colo afilado, revestido por longos pêlos voltados para baixo, os quais permitem a entrada dos insetos, mas lhes impedem a saída. São trepadeiras, quase sempre apresentando grande número de flôres, de colorido vistoso e com forte cheiro de carne em putrefação, características que atraem grande número de insetos.

Colocam-se as flôres individualmente em recipientes com álcool. No laboratório, são abertas e cuidadosamente examinadas. Após a retirada dos insetos mais conspícuos, convém examinar a face interna da flor sob uma lente ou lupa, pois muitas mosquinhas ápteras e outros insetos diminutos podem escapar à vista. Uma vez separados, os insetos podem ser conservados em tubinhos com álcool. A fauna das aristolóquias é constituída principalmente por môscas, mas pode apresentar também besouros, percevejos, etc.

8.4.14. **Conteúdo estomacal de vertebrados.** Os vertebrados que comem insetos, principalmente sapos e lagartos, são excelentes colecionadores; do material contido no seu estômago podem-se obter insetos valiosos, muitas vêzes em perfeito estado de conservação. As aves, neste sentido, ficam em segundo plano, pois trituram os alimentos que ingerem, e muito poucos insetos ficam em estado de serem aproveitados. Por outro lado, o estudo dos alimentos das aves fornece importantes dados sôbre os insetos que vivem em ambientes difíceis de explorar, como as copas das árvores .

8.4.15. **Coleta em derrubadas.** As derrubadas de matas oferecem excepcionais ocasiões de coleta. Deve-se explorar, tão cedo quanto possível, a copa das árvores caídas.

Os troncos derrubados recebem uma sucessão de faunas de brocas e outros insetos, que convém coletar em visitas periódicas.

8.4.16. **Tranqueiras de beira dágua.** Nos emaranhados de tranqueiras que os rios e ribeirões deixam nas praias, após as cheias, bem como nas curvas, abriga-se uma fauna muito característica de insetos.

8.4.17. **Abelhas sem ferrão.** Os ninhos das abelhas sem ferrão podem ser subterrâneos ou estar em ocos de árvores.

Os ninhos subterrâneos devem ser procurados em lugares de chão batido e bem drenado. As colônias que se localizam em troncos devem ser procuradas de preferência em árvores de espécies que se saiba apresentarem comumente ocos. Isto poupa tempo e torna a busca mais produtiva.

As espécies mais agressivas devem ser capturadas em manhãs frias, no inverno, quando estão entorpecidas e podem ser manipuladas com maior facilidade. O uso de um véu de filó ou de tela fina é quase sempre indispensável quando a colônia a ser capturada é de abelhas do tipo "torce-cabelo", que se enroscam nos cabelos e mordem a pele. Se a colônia fôr da espécie tataíra ou cagafogo (**Oxytrigona tataira**), nesse caso é preciso tomar mais um cuidado: deve-se evitar a presença do suor na pele nua, pois atrai essas abelhas, cuja secreção é cáustica.

A colônia capturada em ôco de árvore pode ser transportada dentro do próprio ôco em que vivia. Essa é a forma de captura que menos interfere com a vida da colônia, mas geralmente é impraticável. O pêso da tora, mesmo se ela fôr "lavrada" para retirar parte da madeira, impede o seu transporte até mesmo a distâncias aparentemente curtas. Então tem-se de derrubar a árvore, abrir o ôco, e passar o ninho para um caixote onde caiba com alguma folga, não demasiada.

A transposição do ninho para um caixote requer cuidados especiais. Não devem ser mudados favos de cria ou potes de pólen danificados. Não deve haver mel escorrendo. Se isto acontecer, abre-se muito ligeiramente o fundo do caixote, para que o mel escorra, sem que entrem inimigos das abelhas. Pode-se lavar o mel com um pouco de água. Favos avariados, potes de pólen rompidos e vazamentos de mel, são o campo ideal para larvas de forídeos, que destroem em poucos dias até mesmo

colônias fortes. Trata-se de uma mosquinha escura, ágil e rápida, que prolifera com tremenda rapidez. Durante uma semana após a captura, é conveniente inspecionar a colônia todos os dias, para prevenir ataques de forídeos ou de formigas.

É de grande importância a colaboração (bem paga) de caboclos bons conhecedores da região e das suas abelhas. Êles não só poderão dar informações sôbre os lugares e árvores onde há mais meliponíneos, como também poderão dizer da existência ou não de méis tóxicos na região. Além disso, são as pessoas mais indicadas para pedirem a indispensável permissão ao proprietário da árvore a ser derrubada ou do chão a ser escavado.

Antes de remeter as abelhas a outros lugares, deve-se deixá-las trabalhar nos caixotes ou nas toras durante alguns dias. Se faltar mel, faz-se uma mistura de água (1 parte) e açúcar (2 partes). Coloca-se êsse xarope num tubo de bôca tapada com um chumaço de algodão, apertado até umedecer-se. Em seguida, se não houver vazamento, o alimentador é posto dentro da colmeia em posição horizontal. Sem mel ou xarope, as abelhas não resistem sequer a um dia de aprisionamento.

Frestas por onde as abelhas possam fugir devem ser fechadas com pedaços ou tiras de lata. Não adianta usar barro para êsse fim, como os caboclos costumam fazer. Sôbre a entrada, prega-se um pedaço de tela. Se não houver tela, usa-se um pedaço de lata com furos feitos a prego. Em seguida, o caixote ou a tora devem ser postos dentro de um saco costurado, deixando-se, porém, a entrada fora do pano.

As abelhas não devem ser transportadas em compartimentos demasiado quentes, sem ventilação, ou não pressurizados (no caso de transporte de avião).

8.4.18. Ninhos de vespas. Os ninhos de vespas constituem material muito interessante, mas demandam cuidado na coleta, pois a picada de muitas espécies é perigosa, especialmente no caso de picadas múltiplas (ver 16.8.2).

A coleta do ninho deve ser feita quando as vespas estão recolhidas e inativas, ou seja, no fim da tarde ou em dias chuvosos. É necessário inicialmente anestesiá-las, o que pode ser feito de diversas maneiras: a) no caso de ninhos moles ou pequenos, coloca-se sôbre êles uma lata ou saco de plástico, tendo no interior um chumaço de algodão com éter; b) ninhos duros,

de cartão, com uma só entrada, recebem nesta o chumaço com éter; c) ninhos pequenos, de pedúnculo fino, podem dispensar a anestesia e serem colhidos na rêde entomológica (8.1.1), que é ràpidamente virada para evitar a fuga dos insetos.

Depois de recolhido o ninho, pode-se continuar a anestesia até a morte de todos os exemplares ou interrompê-la, para que as larvas e pupas sobreviventes completem seu ciclo, bem como os parasitos e hiperparasitos.

Os ninhos vazios devem ser secos na estufa antes de incorporados à coleção.

8.4.19. Ninhos subterrâneos. No caso de ninhos subterrâneos, quer de vespas, quer de abelhas ou mamangavas, coloca-se na bôca um pouco de formicida em pó, tapa-se bem e escava-se após algumas horas. Nas panelas de lixo dos sauveiros encontram-se bons invertebrados mirmecófilos.

8.4.20. Cupins e termitófilos. Os cupins ou termitas são insetos sociais e, portanto, podem ser coletados em seus ninhos ou durante atividades no exterior. Alimentam-se de celulose, pràticamente sempre sob a forma de madeira, a que estão freqüentìssimamente associados, seja em natureza, seja em construções humanas. Em sua companhia vivem numerosas espécies de animais pequenos (insetos, aracnídeos, etc.), que exploram, são explorados ou mantêm relações mùtuamente vantajosas; são chamados "termitófilos".

Fora do ninho, os cupins podem ser coletados de inúmeras maneiras: na coleta geral, em seus carreiros cobertos, debaixo de coisas, dentro de troncos (15.1) à luz (8.2.3), com o funil de Berlese (8.4.1), no conteúdo gástrico de vertebrados, etc. Convém inspecionar com muito cuidado os carreiros, para coletar também termitófilos e predadores.

Os cupins são colhidos com pinça flexível de aço ou com pincel, sendo o aspirador menos recomendável. São conservados em meio líquido. Para fins comuns de sistemática, o álcool a 85% é bom, tanto como fixador quanto como conservador; para outros fins, usa-se Bouin (2. 3. 7) ou um dos fixadores entomológicos (8.6.1).

As melhores coletas são as feitas nos ninhos, pois permitem o estudo de tôdas as castas do cupim e dos termitófilos. Podemos considerar 3 tipos de ninhos: a) arborícolas; b) terri-

colas em continuidade com o solo ambiente; c) terrícolas separados do solo por um espaço vazio.

Os ninhos dos tipos **a** e **b** são relativamente fáceis de despedaçar com o facão ou mesmo com um pau pontudo. Os pedaços, preferìvelmente pequenos, devem ser batidos sôbre um fundo que permita o reconhecimento e coleta dos cupins e termitófilos, ao se dispersarem; pode-se usar plástico branco, pano oleado, chapa de metal, etc. É freqüentemente possível trazer para o laboratório, dentro de latas ou sacos de plástico, ninhos arborícolas, inteiros ou aos pedaços, para exame mais eficiente.

Os ninhos terrícolas separados do solo adjacente por um espaço vazio, quando bem desenvolvidos, são resistentes e demandam ferramentas fortes: picareta, chibanca, enxadão, alavanca, etc. Podem ser abertas "janelas" (túneis) no cupinzeiro ou pode êle ser tombado. Êste último método é o melhor, pois permite coleta de outros animais no vazio da base (15.7). Derrubado o cupinzeiro, procede-se como nos casos anteriores.

Em todo o trabalho de coleta em ninhos é necessário proceder ordenadamente e verificar com cuidado com que parte do ninho se está lidando. Isto porque muitas vêzes há mais de uma espécie de cupim utilizando o termiteiro, e é indispensável compreender êsse fato e tomar as devidas cautelas, já durante a coleta.

8. 4. 21. Cigarras. As cigarras pousadas sôbre troncos e galhos são apanhadas por meio de uma redinha especial. O aro é retangular, feito de arame amolgável, e deve medir cêrca de 10 x 15 cm. Sôbre êle se fixa uma rêde fina de prender cabelo de mulher. O cabo deve ter várias secções encaixáveis, pois algumas cigarras pousam alto. Chega-se a redinha ràpidamente à cigarra e dá-se uma pancadinha: o inseto se emaranha sem se machucar.

Cigarras muito grandes podem ser abatidas com chumbo mostarda (16.6.1), sem danos de monta.

8.5. COLETA DE INSETOS AQUÁTICOS E SEMI-AQUÁTICOS

Os insetos aquáticos e semi-aquáticos comparecem em grande número nas armadilhas luminosas (8.2.3). Durante o dia, ou à noite, com lanterna, os adultos podem ser colhidos di.

retamente na água, deslisando sôbre a película superficial, nadando, ou descansando sôbre o fundo; podem ser apanhados com um coador de tela metálica ou de náilon ou, em caso de emergência, com a rêde entomológica comum.

Podem estar também, na vegetação flutuante (por exemplo, nas raízes de aguapé) ou marginal; são aí capturados com a rêde de varrer, batendo-se a vegetação marginal de pequenos charcos ou qualquer outro tipo de água parada.

8.5.1. Coleta em águas paradas. São interessantes as larvas aquáticas, que podem ser capturadas por meio de uma rêde especial (fig. 8.11).

É constituída por duas partes: a) um saco interno de pano cujo fundo é uma tela circular de arame de malha fina; b) um segundo saco, externo, inteiramente de pano, arredondado. Ambos os sacos são firmemente costurados a aros de aço, sendo o diâmetro do segundo ligeiramente maior do que o do primeiro (15 e 14 cm), de tal modo que os dois aros se encaixem perfeitamente, um dentro do outro, deixando um mínimo de espaço entre si.

Os aros são presos a cabos independentes que se superponham perfeitamente. Um pedaço de cabo de vassoura, de cêrca de 50 cm de comprimento, serrado longitudinalmente, é ótimo.

Uma vez montada a rêde, varre-se o fundo de um charco, ou de qualquer outra coleção de água, recolhendo certa quantidade de lama. Os detritos grosseiros, tais como pedras, fôlhas e gravetos ficam retidos pela tela de arame do primeiro saco, e a lama passa para o segundo, onde fica retida. Toma-se êsse resíduo, joga-se numa bacia esmaltada e lava-se com água limpa, preferivelmente do próprio local. Após a sedimentação notam-se larvas boiando na superfície e outras movimenmentando-se no fundo; podem ser então apanhadas com pipetas.

Deve-se examinar também os detritos retidos pela tela de arame, pois muitas larvas ou ninfas permanecem aderidas a fôlhas, pedras e gravetos.

Nas massas de algas, vivas ou mortas, encontram-se interessantes larvas e adultos, que podem ser apanhados com pinças ou pipetas.

As formas imaturas coletadas em águas paradas podem

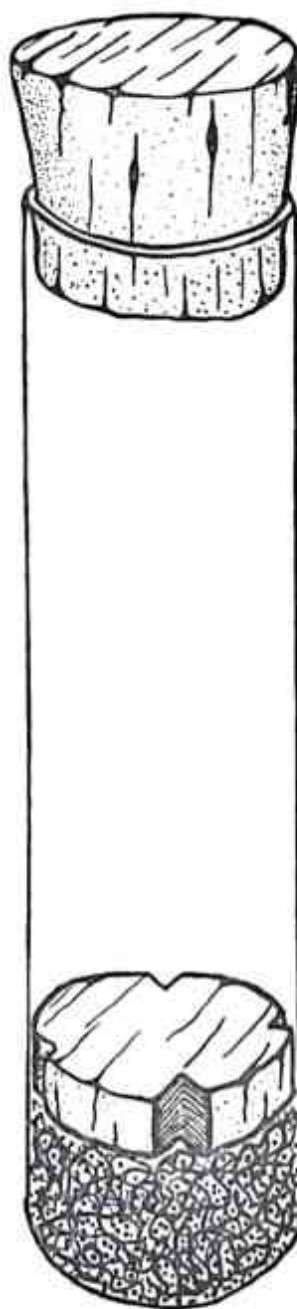
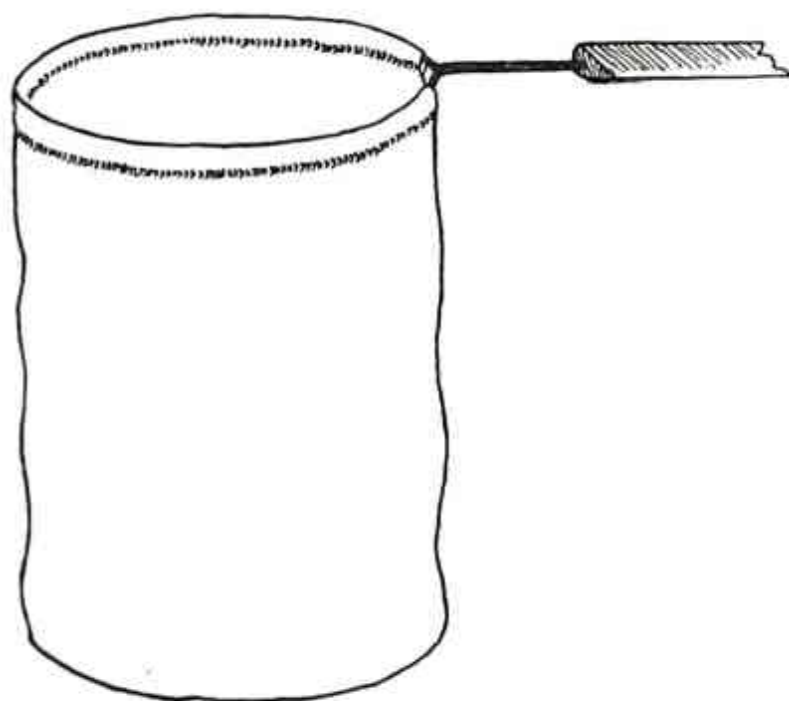
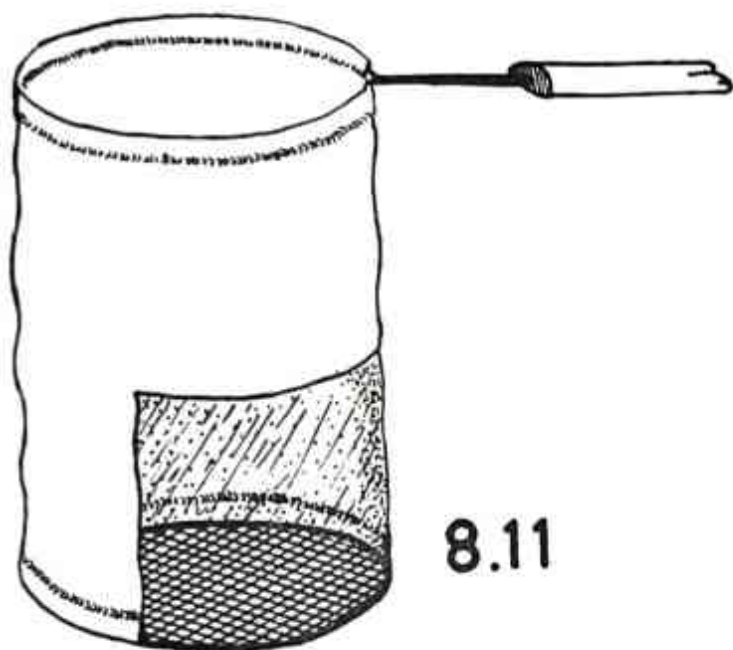



Fig. 8.11: rêde para insetos aquáticos; fig. 8.12: tubo de captura.

ser criadas em laboratório, em aquários com água natural (não clorada, ou pelo menos bem arejada e descansada), com um pouco de lama e detritos do ambiente natural e alguma vegetação, até a eclosão dos adultos. Algumas devem ser conservadas (ver 8.8) com os adultos eventualmente obtidos, mais tarde, a partir de outras larvas da mesma coleta.

8.5.2. Coleta em águas correntes. As águas correntes mostram uma fauna entomológica menos rica, porém não menos interessante, devido às adaptações a êsse meio. Larvas torrentícolas localizam-se principalmente na vegetação, ou aderidas às pedras que semeiam o leito do curso dágua. Para coletá-las, obstrui-se completamente o curso dágua com uma tela de metal ou de náilon, de malha fina. A tela deve ser bem fixada em posição vertical, com pedras ou por qualquer outro processo, para aguentar o impulso da corrente, e deve filtrar perfeitamente qualquer quantidade de água que por ela passe. Em seguida levantam-se as pedras do leito a montante da rêde, esfregando-as com as mãos, para que se soltem as larvas aderidas, que são carregadas corrente abaixo, até ficarem retidas pela tela, de onde são removidas. O melhor para êste tipo de coleta é usar um calção e combinar o serviço com um banho.

8.5.3. Armadilha para besouros da família Dytiscidae. Os insetos aquáticos também podem ser capturados com armadilhas, das quais sugerimos a seguinte.

É um verdadeiro covo. No fundo de uma coleção dágua qualquer coloca-se um recipiente de tela de metal ou de náilon, de bôca estreita, com um pedaço de carne dentro. Os besouros, atraídos pela carne, entram e ficam presos.

8.6. MÉTODOS PARA MATAR

Uma vez colecionados, os insetos devem ser mortos para serem transportados ou montados. Descreveremos dois métodos gerais, fixadores líquidos e gases tóxicos, e um método especial para borboletas.

8.6.1. Fixadores líquidos. O fixador líquido mais usado é o álcool a 70-75%. Nêle devem ser mortos os Thysanura (traças de livros ou lepismas), Collembola (pulgas de jardim), Ephemeroptera, Orthoptera (gafanhotos, esperanças e grilos, etc., que também podem ser mortos por gases tóxicos), Phasmodea (bichos-pau), Isoptera (cupins), Plecoptera, Dermaptera

(lacrainhas ou tesourinhas), Embioptera, Corrodentia, Zoraptera Thysanoptera ("trips" ou lacerdinhas), Homoptera (apenas os de corpo mole, como pulgões, coccídeos e aleirodídeos), Neuroptera (formigas-leão), Strepsiptera, Thichoptera e formigas.

Quando se deseja coletar insetos para estudos de anatomia interna, o melhor fixador é o Bouin alcoólico, cuja fórmula é:

Ácido pícrico	1 g
Álcool a 80%	150 cm³
Adicionar na hora de usar:	
Formol	60 cm³
Ácido acético glacial	15 cm³

A fixação dura de 6 a 24 horas e o bicho é depois passado para o álcool a 70%, onde pode ficar mais de um ano.

No caso de insetos adultos, de casca dura, convém praticar algumas aberturas ou piques de tesoura, para que o líquido penetre bem.

Também é usado o líquido de Dietrich:

Água destilada	55 cm³
Álcool a 95%	35 cm³
Formol	10 cm³
Ácido acético glacial	4 cm³

A fixação dura de 24 a 48 horas e depois o inseto é passado pelos álcoois a 50 e 70%, meia hora em cada, e guardados em álcool a 85%.

8. 6. 2. Gases tóxicos. Os insetos não compreendidos na lista acima (môscas, libélulas, besouros, vespas, abelhas, percevejos do mato, etc.) devem ser mortos a sêco, por gases tóxicos. Usa-se para tal fim o tubo de captura, que é construído da seguinte maneira:

No fundo de um tubo de vidro forte (preferìvelmente "pyrex") coloca-se uma camada de serragem, algodão ou cortiça picada. Sôbre ela uma rodela de cortiça, onde se praticam alguns entalhes laterais (fig. 8.12). Sôbre a cortiça é posta uma

rodela de papel de filtro ou papel higiênico, que serve para absorver as dejeções dos insetos, bem como algum excesso do líquido usado no interior do tubo.

Embebe-se o fundo com um pouco de éter ou clorofórmio, nunca em excesso, e arrolha-se bem. O líquido evapora-se continuamente, formando-se no interior do tubo uma atmosfera saturada, que mata os insetos.

O tubo de captura pode ser feito também com cianeto de potássio (KCN). Todo o cuidado deve ser tomado com a manipulação desta substância, por ser altìssimamente venenosa. Deve-se trabalhar com ela em lugar arejado, mas sem correntes de ar, evitando-se tocá-la com as mãos ou aspirar qualquer quantidade, por mínima que seja. O vidro de cianeto deve permanecer hermèticamente fechado, com uma etiquêta avisando de que se trata de veneno, e deixado sempre em lugar inacessível a outras pessoas, principalmente crianças.

O tubo de cianeto deve ser construído da seguinte maneira:

No fundo uma camada de algodão, depois o cianeto, em seguida mais uma camada de algodão hidrófilo, outra de algodão não absorvente e, finalmente uma certa quantidade de gêsso de estucador umedecido. Bate-se ligeiramente com o tubo sôbre um suporte, para assentar o gêsso, arrolha-se e deixa-se secar. Após estar completamente sêco, limpam-se as paredes do excesso do gêsso, e protege-se o fundo e o gargalo, externamente, com esparadrapo. O esparadrapo, além de proteger contra pequenos choques, evitando que venha a se espalhar o cianeto em consequência a rachaduras, também facilita achar o tubo, se perdido no campo. Quando o cianeto deixa de funcionar, enterra-se o tubo profundamente, ou incinera-se.

Deve-se levar em excursão muitos tubos de captura de diversos tamanhos e formatos, a fim de se poder colecionar com confôrto e eficiência vários tipos de insetos.

Não se misturam insetos grandes e pesados com insetos frágeis dentro de um mesmo tubo. Por outro lado, insetos longos e delgados devem ser postos em tubos também com êsse formato. Convém colocar no interior dos tubos de captura algumas tiras estreitas de papel macio, para absorver o excesso de umidade e dejeções de insetos e, ao mesmo tempo, evitar que os exemplares se debatam ou se mordam, estragando-se.

O cianeto, o éter e o clorofórmio apresentam certas vantagens e desvantagens, que devem ser ponderadas antes de se escolher um dêles.

Vantagens do cianeto de potássio: a) maior duração; não é necessário recarregar o tubo; b) os exemplares permanecem secos e limpos, pois não entram em contacto com nenhum líquido; c) os tubos estão sempre prontos para serem usados; d) a morte é pràticamente instantânea.

Desvantagens do cianeto: a) é altamente tóxico para o homem, devendo ser manipulado com tôdas as precauções possíveis; b) altera alguns pigmentos dos insetos; c) endurece os exemplares deixados por muito tempo no tubo; d) é difícil de adquirir fora das grandes cidades.

Vantagens do éter e do clorofórmio: a) não influem na pigmentação dos insetos; b) não são tóxicos para o homem; c) o éter não endurece os insetos; d) são de fácil aquisição.

Desvantagens do éter e do clorofórmio: a) molham os insetos, podendo inutilizar alguns dos menores, que ficam com as asas coladas ao corpo; b) precisa-se recarregar o tubo constantemente, devido à grande volatilidade; c) por esta razão, é sempre necessário carregar grandes quantidades em excursões, o que não é cômodo; d) o clorofórmio endurece muito os insetos.

Bons resultados são obtidos com acetato de etila, que é, porém, de obtenção menos fácil.

8.6.3. Lepidópteros. As borboletas e mariposas não devem ser mortas em álcool. Podem ser sacrificadas em tubo de captura, removendo-se cada exemplar morto antes de introduzir outro, e nunca colocando mais de um bicho por vez.

Idealmente, devem ser tomadas com cuidado, para que não se descamem, com as asas dobradas para cima; comprimem-se com os dedos os lados do tórax, até que cessem de se movimentar. Se apanhadas em armadilhas luminosas, devem ser agarradas cuidadosamente com os dedos (sempre pelos lados do tórax, nunca se põem os dedos nas asas) e sofrer a mesma compressão lateral.

Em seguida, com uma seringa de 5 ou 10 cc, munida de agulha curta e fina (do tipo usado para injeção de insulina), injeta-se na região ventral do inseto, na ligação entre o tórax

e o abdômen, uma quantidade suficiente (algumas gotas para insetos pequenos até alguns centímetros cúbicos para maiores) de um líquido conservador, cuja fórmula é a seguinte:

Ácido acético glacial	1 cm3
Formol	2 cm3
Glicerina	10 cm3
Álcool 95%	12 cm3
Água destilada	75 cm3
Nipasol sódico	5 cm3

Êste líquido, além de matar, conserva a elasticidade do inseto, tornando-o pergamináceo, e preserva as estruturas internas. É aconselhável para qualquer inseto volumoso, especialmente aquêles de abdômen bem desenvolvido.

É necessário injetar apenas a dose que mate o bicho, o que se nota pela parada de movimentos, e sucede assim que se injeta uma pequena quantidade. Excesso de líquido escorre para as asas, que são prejudicadas pela glicerina.

Os lepidópteros mortos dessa maneira devem ter as asas estendidas logo após a morte, pois, se elas endurecerem fechadas, nunca mais serão abertas.

Na falta dêste fixador, ou no caso de coletores menos experimentados, pode-se injetar amônia ou gasolina, em dose suficiente para matar.

8. 6. 4. Conservação da côr. Algumas das côres dos insetos desaparecem muito ràpidamente, após a morte. É interessante, às vêzes, fixá-las. A côr verde, principalmente de cigarras e ortópteros, pode ser fixada pelo método de injeção descrito acima para lepidópteros, ou por meio de uma solução de formol a 5 ou 7%, sendo o inseto mergulhado nela por vários dias, e depois sêco. Alguns pesquisadores afirmam que o vermelho, o amarelo e o castanho podem ser fixados com formol a 10% saturado com clorofórmio. Devemos frisar que não temos nenhuma experiência dêstes processos, que encontramos aconselhados na literatura.

8.7. TRANSPORTE

Os insetos mortos no álcool devem ser nêle conservados.

Convém mudar de vidro, com novo álcool, pois o original pode estar sujo, ou hidratado demais. Insetos pequenos são colocados em tubinhos com rôlha de cortiça ou plástico, ou ainda de algodão, que são transportados em vidros maiores, cheios de álcool, ou em caixinhas. De qualquer modo, todos os vidros devem ser bem calçados com algodão ou papel higiênico, a fim de que não se partam durante a viagem.

Os insetos mortos a sêco podem ser transportados de quatro maneiras:

a) Em caixinhas de papelão, das usadas comumente para pílulas. Deve-se ter grande quantidade dessas caixinhas, de vários tamanhos, e preparadas como segue:

No fundo, uma camada de naftalina em pó, de naftalina fundida, ou de paraformol, depois uma de papel higiênico; por cima do papel vão os insetos, convenientemente arrumados, de modo que não se quebrem suas extremidades durante o transporte. Por cima dos insetos, mais uma camada de papel higiênico e outra de algodão. Tampa-se cuidadosamente. Se a viagem fôr longa, é bom fechar a caixinha com fita adesiva. Os dados de rotulagem vão escritos sôbre a tampa e em rótulos colocados com os insetos.

b) Em latas de bolacha. Estas são indispensáveis para o transporte de insetos grandes e podem carregar grande número dêles. No fundo deve-se espalhar uma abundante camada de naftalina em pó, por cima desta o algodão e o papel higiênico, em seguida os insetos, bem arrumados, e por cima dêles uma fôlha de papel impermeável, ou manteiga (não papel de celofane, que gruda nos insetos). Podem-se sobrepor várias camadas. Não se deve esquecer de colocar em cada uma delas o rótulo de procedência, mesmo que tôdas tenham a mesma origem. Esgotada a capacidade da lata, tampa-se e veda-se externamente com esparadrapo.

Camadas de insetos pequenos podem ser separadas por camadas de algodão ou de "cellu-cotton" .

c) Em envelopes entomológicos. Insetos como borboletas e mariposas, libélulas, formigas-leão e outros de asas grandes e frágeis, devem ser injetados com a fórmula acima citada (8.6.3) e, com asas dobradas em posição natural, colocados em envelopes especiais, fáceis de fazer, segundo o processo esquematizado na figura 8.13.

Fig. 8.13 : envelope entomológico; fig. 8.14 : diversas ordens de insetos, mostrando local onde espetar o alfinête; fig. 8.15: bloco de montagem; fig. 8.16: idem, para gafanhotos e borboletas.

O papel deve ser forte e absorvente, para ajudar a secar o inseto. A rotulagem é feita no próprio envelope, a nanquim.

d) Transporte de culicídeos (mosquitos ou pernilongos). Os mosquitos são muito frágeis e seu corpo é recoberto por escamas, que são indispensáveis à classificação e caem muito fàcilmente. Para evitar isso é aconselhável que tais insetos sejam capturados a sêco (tubo de cianeto), e acondicionados nas caixinhas de transporte muito cuidadosamente, e nunca misturados com qualquer outro tipo de insetos.

Em todo o transporte a sêco o elemento anti-mofo (naftalina, paraformol) é essencial e deve ser empregado com abundância. Em condições de muita umidade deve-se aspergir naftalina moída sôbre os insetos. Aplicação de calor brando, no laboratório (estufa) faz a naftalina sublimar e limpa os bichos.

8.8. CONSERVAÇÃO EM MEIO LÍQUIDO

Os insetos adultos são conservados no mesmo líquido em que vieram do campo. As larvas podem ser mortas por imersão em água quente, durante alguns minutos, e depois mergulhadas em líquidos fixadores especiais, que conservam suas estruturas ao mesmo tempo que lhes restituem o volume original. Os principais fixadores utilizados são os seguintes:

XA	
Xilol	1 parte
Álcool a 95%	1 "

XAAD	
Xilol	4 partes
Álcool isopropílico	6 "
Ácido acético glacial	5 "
Dioxana	4 "

KAAD	
Querosene	1 parte
Álcool a 95%	7-9 partes
Ácido acético glacial	1 parte
Dioxana	1 "

Dos dois primeiros não temos nenhuma experiência. O KAAD apresenta ótimos resultados, e é especialmente indicado para larvas de lepidópteros, himenópteros, dípteros, coleópteros, neurópteros e pupas em geral.

Depois de deixadas por algum tempo nos fixadores (até recuperarem o volume original, quando se deve cessar a fixação), as larvas são transferidas para álcool a 70%, onde ficam. Dentro de cada vidro vai o rótulo definitivo.

8.9. MONTAGEM A SÊCO

Quando os insetos chegam ao laboratório, depois de mortos há dias, estão secos e quebradiços, devendo ser manuseados com muito cuidado. São transferidos das caixas onde foram transportados para placas de Petri (13.2.4), colocadas na câmara úmida.

8.9.1. Câmara úmida. Consiste em um vidro grande, de uns 5 litros, de bôca larga, com espêssa camada de areia no fundo, misturada com naftalina ou embebida com gotas de fenol (também conhecido como "ácido fênico"), para evitar a formação de bolor. A areia é molhada e sôbre ela colocam-se algumas rodelas de papel de filtro. O recipiente é fechado hermèticamente, untando-se as bordas com vaselina.

A atmosfera dentro do vidro fica saturada de umidade e os insetos amolecem gradualmente. Não devem, porém, ficar além do tempo necessário, pois neste caso amolecem demais ou apodrecem.

8.9.2. Montagem. Uma vez que estejam suficientemente flexíveis, procede-se à montagem, espetando-os em alfinêtes inoxidáveis, finos e longos. Tais alfinêtes só são encontrados no estrangeiro e o colecionador terá que importá-los. A melhor marca que conhecemos é Kreye, alemã, sendo bons também os da firma austríaca Emil Arlt. Os nacionais enferrujam.

Para segurar os exemplares utilizam-se pinças finas, delicadas e flexíveis, ou os dedos. Devem-se obedecer certas regras relativas ao ponto por onde deve entrar o alfinête, regras estas internacionalmente consagradas pelo uso. Na figura 8.14 estão representadas algumas ordens de insetos, e os pontos por onde deve penetrar o alfinête.

Uma vez espetado, o inseto deve ser colocado na parte superior do alfinête, numa altura regular, o que se consegue utilizando-se o "bloco de montagem" (fig. 8.15), que é uma escadinha de madeira, de três degraus, com altura aproximada de 7, 15 e 25 mm. No centro de cada degrau há um furo vertical, por onde passa o alfinête. Conforme o tamanho ou volume do exemplar, utiliza-se um dos degraus do bloco. Êste instrumento é também útil para espetar etiquêtas nos alfinêtes, para que fiquem tôdas a uma mesma altura.

Outro sistema de uniformizar a altura dos insetos nos alfinêtes é por meio de um cabo de agulha com uma perfuração de 1 cm, onde se faz penetrar a cabeça do alfinête.

O inseto espetado deve ficar rigorosamente perpendicular ao eixo do alfinête, e entre seu corpo e a cabeça dêste deve haver uma distância de 1 cm, para que se possa pegar o alfinête com os dedos, ou com pinça própria, sem tocar no inseto. Exemplares de abdômen grande, ou de pernas compridas, devem ser sustentados por um suporte de cartolina, até secar completamente. As asas ficam separadas do corpo, porém em posição natural; pernas e antenas permanecem simétricas e afastadas do corpo. Insetos de antenas longas devem tê-las voltadas para trás, circundando o corpo.

Gafanhotos, grilos, esperanças, louva-deus, baratas, e outros parentes devem ser espetados em alfinêtes e levados a um bloco especial. Consta êsse bloco (fig. 8.16) de um suporte de madeira, tendo em cima uma placa de pita, plástico ou cortiça, que aceite bem o alfinête. Lateralmente existem duas placas longitudinais (do mesmo material) que deixam entre si uma canaleta, onde é colocado o inseto.

Abrindo-se as asas de um dos lados (geralmente usa-se o esquerdo, mas como regra geral abrem-se as que estiverem em melhores condições), faz-se com que descansem sôbre um dos lados do suporte, onde serão fixadas para secar por meio de tiras de papel prêsas com alfinêtes. Arrumam-se as pernas e antenas, e deixa-se secar em um lugar ao abrigo de luz e poeira.

Borboletas e mariposas são montadas pelo mesmo processo, porém com os dois pares de asas abertos, de maneira que as bordas posteriores das asas anteriores fiquem perpendiculares ao eixo do corpo.

Os insetos espetados secam lentamente, e seus líquidos internos grudam no alfinête, mantendo fixo o exemplar. É por esta razão que, uma vez sêco, não se deve tentar girar o inseto ao redor do alfinête, pois ficará "jogando" e poderá inclusive deslisar para baixo.

O que se conserva assim do inseto é apenas seu esqueleto, os órgãos tendo secado ou desaparecido.

8. 10. MONTAGENS ESPECIAIS

8.10.1. Dupla montagem. Insetos pequenos demais para serem espetados devem ser colados em um pequeno triângulo de cartolina, por meio de uma pequena gôta de esmalte de unhas incolor. Na ponta do triângulo, dobrada ligeiramente para baixo, o inseto é colado, pela sua região lateral, ou pleura. Na base do triângulo espeta-se o alfinête (fig. 8. 17).

Pode-se também espetar o inseto em um microalfinete, que pode ir enrolado diretamente no alfinête grande que carrega os rótulos, ou espetado pela outra ponta num pedaço de medula de sabugueiro ou substância semelhante, transpassado pelo alfinête grande.

8. 10. 2. Formigas. As formigas de tamanho médio ou pequeno não são coladas lateralmente, mas descansam sôbre a face superior do triângulo, com o abdômen quase encostado no alfinête. As pernas e antenas ficam fora do triângulo (fig. 8.18). Como geralmente se coletam séries de uma mesma espécie, o material é em parte conservado em álcool, em parte montado. Além disso, por economia, montam-se de 3 a 5 formigas num mesmo alfinête.

8.10.3. Insetos em cópula (fig. 8.19). Devem ser espetados juntos, e o alfinête trazer uma etiquêta indicando êsse fato.

8. 10. 4. Predadores. São montados juntamente com suas prêsas.

8. 10. 5. Estágios imaturos e ecdises. Desde que seja possível, os estágios imaturos (ovos, ootecas, larvas, ninfas, etc.) do inseto, bem como peles que tenha trocado, devem acompanhá-lo na mesma montagem. Estas peças podem ser espetadas diretamente, ou conservadas em tubos de vidro ou de plástico, por sua vez espetados.

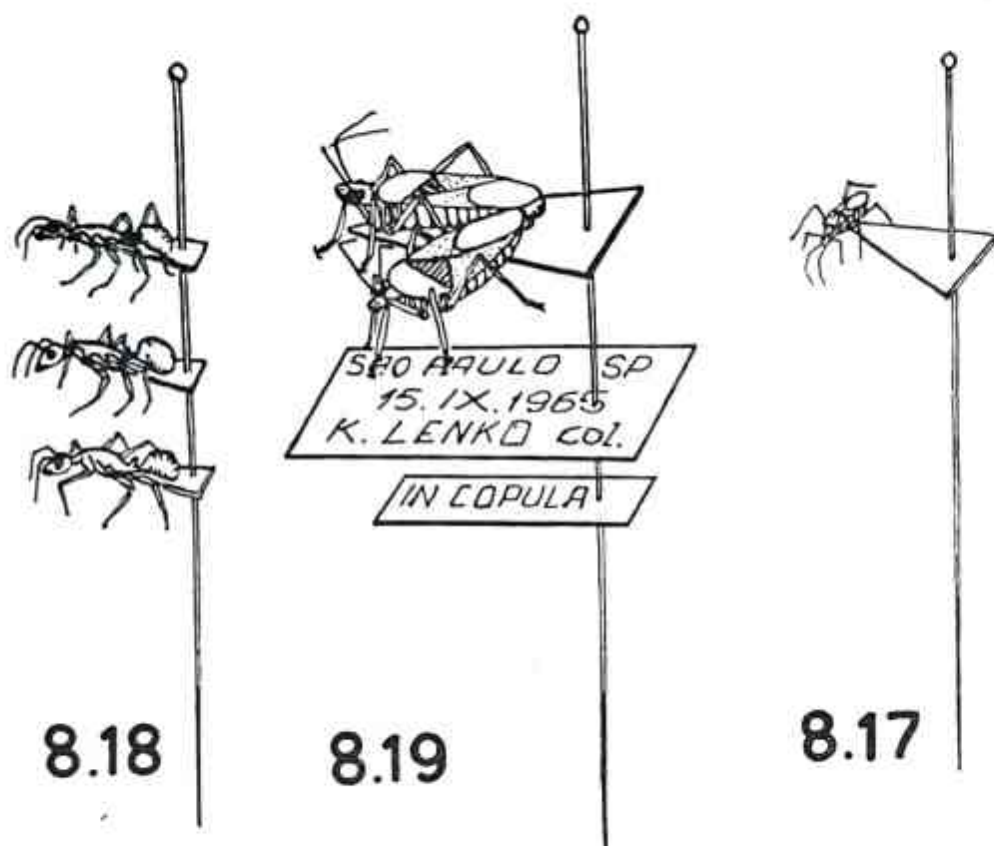



Fig. 8.17: montagem em triângulo; fig. 8.18: montagem múltipla para formigas; fig. 8.19 : montagem de insetos em cópula.

8.10.6. Estragos Insetos fitófagos ou granívoros devem ser acompanhados, em casos viáveis, de uma amostra do estrago que tenham causado a plantas (ex. galhas), ou a cereais.

8.10.7. Insetos sociais ou semi-sociais. Cupins, vespas, marimbondos e abelhas) devem ser conservados, quando fôr o caso, com seus ninhos (fig. 8.20).

8. 10. 8. Montagem em envelopes entomológicos. Como foi dito, alguns insetos são transportados em envelopes. Sua conservação definitiva se faz também em envelopes, confeccionados de celofane transparente, devidamente rotulados. Os envelopes devem ser conservados de tal modo que não sofram nenhuma pressão externa capaz de esmagar ou quebrar os insetos que contêm. Êsse tipo de montagem é indicado para libélulas (Odonata) e formigas-leão e seus parentes (Neuroptera).

8. 11. ETIQUETAGEM

Por fim, espeta-se no alfinête uma etiquêta de cartolina, com os dados exemplificados em capítulo anterior. A etiquêta

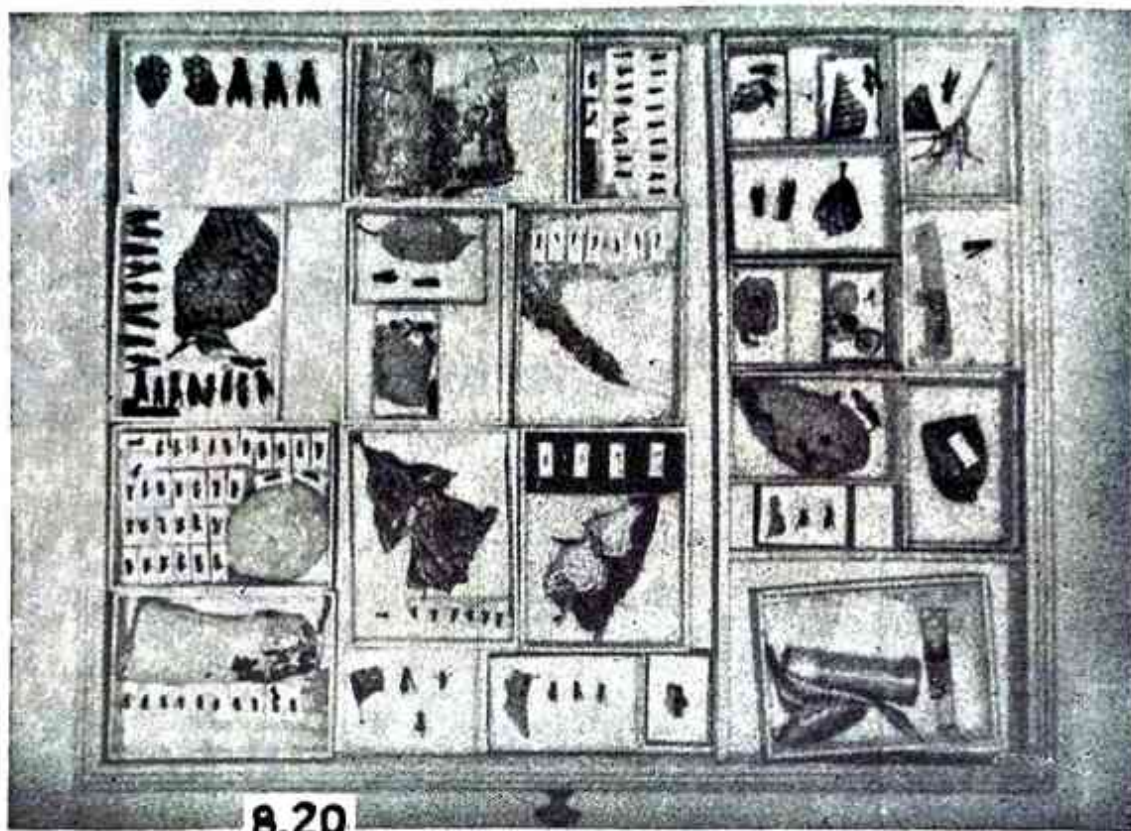



Fig. 8.20 : gaveta de coleção, com ninhos de himenópteros

para insetos pode ter um tamanho de 8x18 mm, adotado neste Departamento, e ser impressa, ou manuscrita a nanquim .

Além de etiquêta de procedência poderá o inseto ser acompanhado de outra, com detalhes sôbre a ecologia, sôbre o modo com que foi apanhado, etc. Como exemplos: "in copula", "a prêsa é **Apis mellifera**", "em barraca de Shannon, isca de banana", "à luz", "em flôres", etc.

8. 12. CONSERVAÇÃO

Estando montados, os insetos deverão ser guardados em caixas. A caixa ou gaveta entomológica usada em museus é feita de madeira, com tampa de vidro. O amador, porém, poderá improvisar caixas de coleção, a partir de caixas de madeira de formato adequado, ou caixa de charuto, que se prestam òtimamente para tal fim. O importante é que possam ser bem fechadas.

O fundo, onde são espetados os alfinêtes, pode ser construído de várias qualidades de placas: a) de papelão ondulado,

grosso; b) de pita, mais difícil de obter e que oferece a desvantagem de não ser fàcilmente atravessada por alfinêtes delgados; c) de cortiça; d) de celotex; e) de plástico poroso ("isopor", "polystor", etc.)

Por cima de qualquer tipo de placa que se use (menos plásticos brancos) é colada uma fôlha de papel branco, que ajuda a dar boa aparência à coleção e facilita, por contraste, a observação dos insetos.

Os insetos montados estão sujeitos a vários inimigos e acidentes, contra os quais o colecionador se deve precaver. Os principais inimigos são os môfos e bolores e pequenos insetos das ordens Corrodentia e Thysanura. Para combatê-los, põe-se no fundo da caixa uma camada de desinfetante. Os desinfetantes podem ser considerados em dois grupos: a) naftalina em pó, tetracloreto de carbono ou essência de mirbana, indicados para qualquer tipo de fundo, exceto o plástico, que é dissolvido por êles; b) paraformaldeído, pó branco, de cheiro irritante, mas de muito bons resultados, e o único que não ataca o fundo de plástico.

Na falta de qualquer um dêsses, utiliza-se a naftalina em bolinhas, fàcilmente adquirida em qualquer casa de comércio. As bolinhas de naftalina não devem ser mantidas soltas na caixa, pois ao rolar, estraçalham os insetos. Para fixá-las usa-se o seguinte expediente: corta-se a cabeça de um alfinête, aquece-se ao rubro, e mergulha-se na bolinha de naftalina que, ao esfriar, permanece firmemente aderida. O alfinête é espetado em um canto da gaveta.

As caixas de coleções são mantidas bem desinfetadas, hermèticamente fechadas e ao abrigo de umidade, luz e poeira. Realizam-se vistorias periódicas de cada caixa, para averiguar seu estado.

Insetos engordurados, principalmente devido à dissolução de tecidos adiposos, podem ser limpos por imersão em éter por 1 ou 2 dias.

Insetos mofados, desde que não estejam muito danificados e sejam resistentes, podem ser limpos com um pincel fino embebido em éter ou na mistura xilol-éter.

Se o alfinête começar a enferrujar, o inseto pode ser transferido para a câmara úmida e remontado em um alfinête nôvo.

Uma parte quebrada de um inseto não deve ser nunca colada de volta no exemplar. Se se tiver absoluta certeza de que a parte quebrada pertence a um determinado exemplar, então ela é colada em um triângulo de cartolina, fixado ao alfinête.

8. 13. CRIAÇÃO E MANUTENÇÃO

Durante a coleta o entomologista tem freqüentemente oportunidade de apanhar ovos, larvas ou ninfas de insetos, que devem ser criados, para a obtenção de adultos.

Embora não seja objetivo dêste manual a criação e manutenção de bichos, daremos aqui alguns processos, uma vez que em Entomologia é frequentemente indispensável obter adultos a partir de larvas ou ovos

Criar um inseto em laboratório não é sempre uma tarefa fácil. É preciso evitar ataques de outros insetos e de fungos, e enfrentar muitas outras dificuldades.

Os insetos que vão ser criados podem ser mantidos em recipientes de vidro (aquários e cristalizadores), ou de madeira, cobertos com tela de arame ou de náilon. Os recipientes devem ser preparados de tal forma que imitem, no possível, as condições naturais. Devem ser bem arejados, receber uma boa iluminação, e ter umidade adequada. A alimentação deve ser abundante, e as fezes retiradas para que não embolorem ou dêem margem ao desenvolvimento de outros organismos. A experimentação metódica do interessado será o meio mais seguro e eficiente para a obtenção de resultados satisfatórios.

8.13.1. Insetos que vivem em "orelhas de pau" ou fungos. São de fácil manutenção em laboratório, onde podem ser obtidas boas séries. Recolhidas as orelhas de pau, ou quaisquer outros fungos, em sacos de plástico, são transferidos para o recipiente de criação e umedecidos de quando em quando.

8. 13. 2. Insetos que vivem em matérias em decomposição. Também podem ser criados, sem dificuldades, em vidros tampados com pano. A única desvantagem é o mau odor exalado por essas substâncias, o que pode ser evitado colocando-se o vidro em lugar bem arejado. Por outro lado, tais insetos podem ser criados fora do laboratório, cobrindo-se com qualquer recipiente o meio em que estão vivendo.

8.13.3. Brocas de madeiras mortas. Percebe-se no campo quando os vegetais mortos estão brocados, pela presença de serragem, ou de simples orifícios. Pedaços de madeira atacada, conservados em recipientes de criação, fornecem os adultos. Êste processo dá bons resultados com larvas de Cerambycidae ("besouros serra-pau").

8.13.4. Criação de lagartas de lepidópteros (taturanas). As lagartas podem ser transportadas, juntamente com a planta de que se alimentam, em sacos de plástico de bom tamanho, ou em latas fechadas com tela fina.

É necessário muito cuidado com lagartas que estejam imóveis sôbre um tapete de sêda, com a cabeça como que inchada: estão prestes a mudar de pele e, se forem tocadas, podem morrer.

No laboratório são mantidas em recipientes espaçosos. Lagartas recém-nascidas devem permanecer por alguns dias na planta hospedeira. Para evitar moléstias contagiosas que dizimam as lagartas, é indispensável que se mantenham os insetários rigorosamente limpos, livres de fezes e de restos de comida.

Se se mantiverem no insetário galhos da planta alimentícia, com a base imersa em um recipiente com água, a bôca dêste recipiente deve ser fechada com pano ou tela fina, para evitar afogamentos.

Do ponto de vista do comportamento social as lagartas das borboletas são divididas em três grupos: a) solitárias; b) as que ao princípio vivem em sociedade, e se separam antes de encasular; c) as que vivem em sociedade, formando verdadeiras colônias.

Algumas, como as da família Psychidae (bichos-de-cesto), tecem um casulo resistente onde se ocultam; outras, porém, se escondem em fôlhas enroladas e fixadas com fios de seda. Além dessas, podemos ainda mencionar aquelas que vivem no interior de várias hastes, colmos, troncos, raízes, frutos e sementes.

As lagartas estritamente fitófagas podem ser divididas em monófagas e polífagas. As do primeiro grupo alimentam-se de uma única espécie de planta, ou pelo menos de um grupo de plantas relacionadas entre si; as do segundo podem se alimentar de várias plantas diferentes.

De manhã e à tarde são as melhores ocasiões para se procurarem lagartas que se alimentam de fôlhas. São descobertas pelas suas fezes no chão, ou pelos estragos que fazem nas fôlhas. As de hábitos noturnos passam o dia escondidas na parte inferior das fôlhas, ou no pé da planta hospedeira, junto ao solo. Várias lagartas de microlepidópteros enrolam fôlhas em forma de charutos, que lhes servem de abrigo e de casulo.

Deve-se recolher um bom número de espécimes, porque muitos dêles morrem antes de atingir o estado adulto, por parasitismo ou doenças.

Um bom meio de se conseguir lagartas e observar o seu ciclo evolutivo é criá-las a partir de ovos, retirados das plantas em que as borboletas os depuseram ou de fêmeas fecundadas que se prendem em viveiros para desovar. Os ovos devem ser recolhidos com o suporte e colocados em um recipiente comum, tendo no fundo uma camada de areia fina ligeiramente umedecida, coberta com papel de filtro; sôbre êste colocam-se os ovos. As lagartas que vão nascendo são apanhadas por meio de um pincel de pêlo fino e transportadas para um insetário com fôlhas da planta alimentando. Lagartas prestes a encasular são, por sua vez, transportadas para outro viveiro, e aí passam o período de pupa. Neste último estágio não devem ser tocadas, até a saída do adulto. Há lagartas que penetram no chão para pupar; por isso é necessário que se ponha no insetário uma camada de terra fina.

Com a criação de lagartas parasitadas se podem obter môscas da família Tachinidae e microhimenópteros.

8.13.5. Galhas. Dá-se o nome de "galhas" ou "cecídias" a qualquer espécie de deformação que sofram os órgãos de uma planta, causadas por agentes animais, especialmente insetos. São o resultado da reação da planta à invasão pelo parasito. Podem desenvolver-se em qualquer órgão da planta, mas a cada espécie de inseto se desenvolve em um determinado órgão, causando uma galha de forma característica. Há galhas esféricas, cônicas, de superfície lisa ou áspera, lenhosas, moles, duras, etc. Algumas se encontram durante todo o ano; outras, apenas em determinadas épocas.

A maneira mais fácil de obter os insetos formadores de galhas é colhê-las já bastante adiantadas e colocá-las dentro de um recipiente de criação. No centro da tampa de tela faz-se uma pequena abertura, sôbre a qual se coloca um funil inver-

tido, com um tubo de vidro na ponta. Os insetos que emergem das galhas penetram no funil e passam para o tubo, de onde são retirados. Ajuda-se sua saída do vidro de criação cobrindo êste com papel ou pano prêto; os insetos, procurando a luz, passam para o tubo de vidro.

As galhas podem ser conservadas em meio líquido (álcool a 95% ou formol a 5%), junto dos insetos que as causaram. Se forem bastante lenhosas, podem ser sêcas e assim conservadas sem maiores problemas.

Em natureza, depois de emergidos os insetos causadores, as galhas continuam seu ciclo biológico, servindo de abrigo a outros insetos, que se alimentam das paredes em decomposição, ou dos detritos e fezes deixados por outros animais. Dessa maneira, conseguem-se em galhas eclodidas algumas formigas, dípteros, colêmbolas, corrodêncios, etc.

8. 13. 6. Minas. Certas larvas de insetos vivem no interior de fôlhas, onde se alimentam de uma ou mais camadas de tecido vegetal, escavando canais ou túneis, conhecidos como "minas". A criação dessas larvas pode ser feita tanto no campo, quanto no laboratório.

No campo, envolve-se a parte do vegetal atacada com um cilindro de tela de náilon, com uma abertura munida de um vidro, para onde passam os adultos, ao emergirem. No laboratório, transporta-se a parte minada e coloca-se num recipiente de criação, tal como se procede para as galhas. As fôlhas minadas podem ser conservadas a sêco, após emergidos os adultos, sendo prensadas entre fôlhas de papel absorvente, até ficarem completamente sêcas, ou então em meio líquido (formol a 5%).

As minas fornecem dípteros (especialmente da família Agromyzidae), lepidópteros, etc.

8.13.7. "Louva-deus" (Mantodea). Os mantódeos podem ser criados tanto a partir de ootecas como de ninfas. As ootecas são colocadas em recipientes de criação, afastadas do fundo, pois os jovens, ao emergirem, permanecem algum tempo pendurados, para o que precisam de espaço.

A eclosão da totalidade dos ovos de uma coteca se verifica geralmente dentro de um período de 24 horas ou mais. De início não se deve alimentar os jovens, pois não só recusam capturar as prêsas, como estas os deixam muito inquietos,

atropelando-se uns aos outros. São, entretanto, durante os primeiros dias, ávidos de água; para lhes dar de beber, umedece-se o pano que veda o frasco. Os mantódeos para lá acorrem, para sugar algumas gotas. Para que possam subir e também para que se locomovam à vontade, coloca-se no interior do vidro um pedaço de graveto, ou mesmo uma tira de papel rugoso.

Passados três dias do início da eclosão, retira-se do frasco a ooteca, que é conservada na coleção, e dá-se de comer aos jovens. Como alimento utilizam-se pequenos dípteros (drosófilas são mais comumente usadas). Até o 10.º dia de idade, a mortandade entre os jovens é muito grande; no fim dêsse período, podem-se separar os sobreviventes em vidros individuais, ou contendo grupos pequenos. É aconselhável a separação completa, pois muitos mantódeos juntos podem machucar-se, andando uns sôbre os outros, ou entregar-se ao canibalismo.

Dentro de cada vidro coloca-se sempre um graveto, para que o inseto possa locomover-se à vontade, e se prender firmemente ao devorar uma prêsa. Durante e após cada mudança de pele (ecdise) não é fornecido alimento, pelo menos por 24 horas; depois dêsse período, alimentam-se normalmente.

8.13.8. Mosquitos. As larvas de mosquitos ou culicídeos criam-se em qualquer ambiente em que haja água parada. Para coletá-los em poças, charcos, lagoas, etc., utiliza-se uma concha de metal. Com ela recolhe-se uma pequena quantidade de água, tendo o cuidado de não turvar o criadouro e de não espantar as larvas ou pupas do lugar.

No caso de larvas que se criam em bromélias, podem-se coletar de duas maneiras: a) retira-se a bromélia, com muito cuidado, para não derramar a água contida em seu interior, e aparam-se as fôlhas ao nível da água; inverte-se o conteúdo numa bacia esmaltada e coletam-se as larvas e pupas; b) pode-se também retirar a água da bromélia, por sifonagem, ou com uma pipeta grande munida de pera de borracha (conta-gotas), tendo êste método a vantagem de não se danificar a planta, pois não há necessidade de retirá-la de seu substrato. Deve-se ter sempre a precaução de lavar as fôlhas da bromélia, para recuperar os indivíduos que tenham ficado aderidos.

Para a coleta em buracos de árvores e axilas de fôlhas, utilizam-se pipetas, ou o processo de sifonagem. As espécies que se criam em taquaras podem ser obtidas cortando-se os gomos da taquara, e vertendo-se o contéudo em uma bacia esmaltada.

Não é necessário imergir as larvas em água para o transporte. Basta colocá-las sôbre papel ou pano molhado, em vidros coletivos ou tubos individuais.

No laboratório, as tiras úmidas são retiradas dos vidros e colocadas em recipientes com água do próprio local onde foram coletadas. As larvas libertam-se sózinhas do papel ou do pano, que é retirado do recipiente. A água do criadouro fornece o alimento necessário para que cresçam, pupem e eclodam.

8.13.9. **Borrachudos.** Os simulídeos ou borrachudos são comumente encontrados em cursos dágua rápidos, com leito semeado de pedras e águas bastantes arejadas. Suas larvas e pupas se localizam na supefície de pedras ou plantas submersas, de onde podem ser destacadas com uma lâmina fina; pode-se também recortar com tesourinha o fragmento da fôlha sôbre a qual estejam fixadas.

Pedaços de plástico, ou mesmo fôlhas de plantas, podem ser colocados nos cursos de água, para servirem como "iscas-suportes".

Para criar as pupas assim conseguidas, utiliza-se o seguinte processo:

a) Tubo para eclosão: é um tubo de vidro de 4,5x1,8 cm; coloca-se no fundo uma camada de papel higiênico umedecido, evitando deixar excesso de água, que pode afogar o adulto ou favorecer o desenvolvimento de fungos; a falta de umidade, por outro lado, resulta em dessecamento e morte das pupas. Colocar, preferivelmente, apenas uma pupa em cada tubinho, para que a pele possa ser referida ao adulto. Além disso, o acúmulo de exemplares favorece o apodrecimento.

b) Tubo para adulto: uma vez eclodido, o adulto é transportado para um tubo igual ao anterior, com o fundo revestido de papel de filtro sêco, que facilita a inspeção e permite ao inseto secar e distender as asas.

c) Conservação na coleção: a pele pupal é conservada num tubinho de 3,5 x 8 mm, contendo álcool glicerinado a 20%. O adulto, uma vez morto, é conservado num tubinho igual ao da exúvia, contendo uma pequena camada de naftalina, coberta por papel higiênico. O adulto e a pele, cada qual no seu tubinho, podem ser mantidos juntos por meio de um elástico, e recebem um número comum.

9. ARACNÍDEOS

Neste capítulo cuidaremos dos métodos de coleta e conservação de diversas ordens de aracnídeos (figs. 9.3 — 9.10): opilões, escorpiões, aranhas, pedipalpos, solífugos, etc. Dentre os ácaros, porém, uma grande ordem, só serão citados aqui os de húmus e água doce; os parasitos externos são tratados no capítulo 12 e os internos no capítulo 13 (especialmente 13.8).

9. 1. PRELIMINARES

Algumas observações preliminares se fazem necessárias.

Há aracnídeos que são completamente inofensivos; outros podem inflingir mordeduras e picadas dolorosas; alguns são muito venenosos e mesmo mortais. Como é pràticamente impossível ao não-especialista reconhecer no campo o grau de periculosidade de um exemplar, recomendamos insistentemente que qualquer aracnídeo seja tratado como se fôsse venenoso e que não se tente nunca a captura manual.

Quando a coleta visar a criação em laboratório, os exemplares devem ser postos em frascos individuais, pois muitas formas são canibais.

Uma das recomendações mais importantes é a de não mutilar os exemplares na captura, pois tôdas as partes do animal são importantes para a identificação. Esta precaução é óbvia para qualquer grupo animal, mas especialmente importante no caso dos aracnídeos, que largam pernas com a maior facilidade.

Um comportamento comum entre alguns aracnídeos (aranhas, opiliões, pseudo-escorpiões) é o de "morte-fingida": quando perturbados, ficam completamente imóveis, com as pernas e palpos encolhidos. Por exemplo, os pseudo-escorpiões, quando neste estado, parecem uma partícula de excremento.

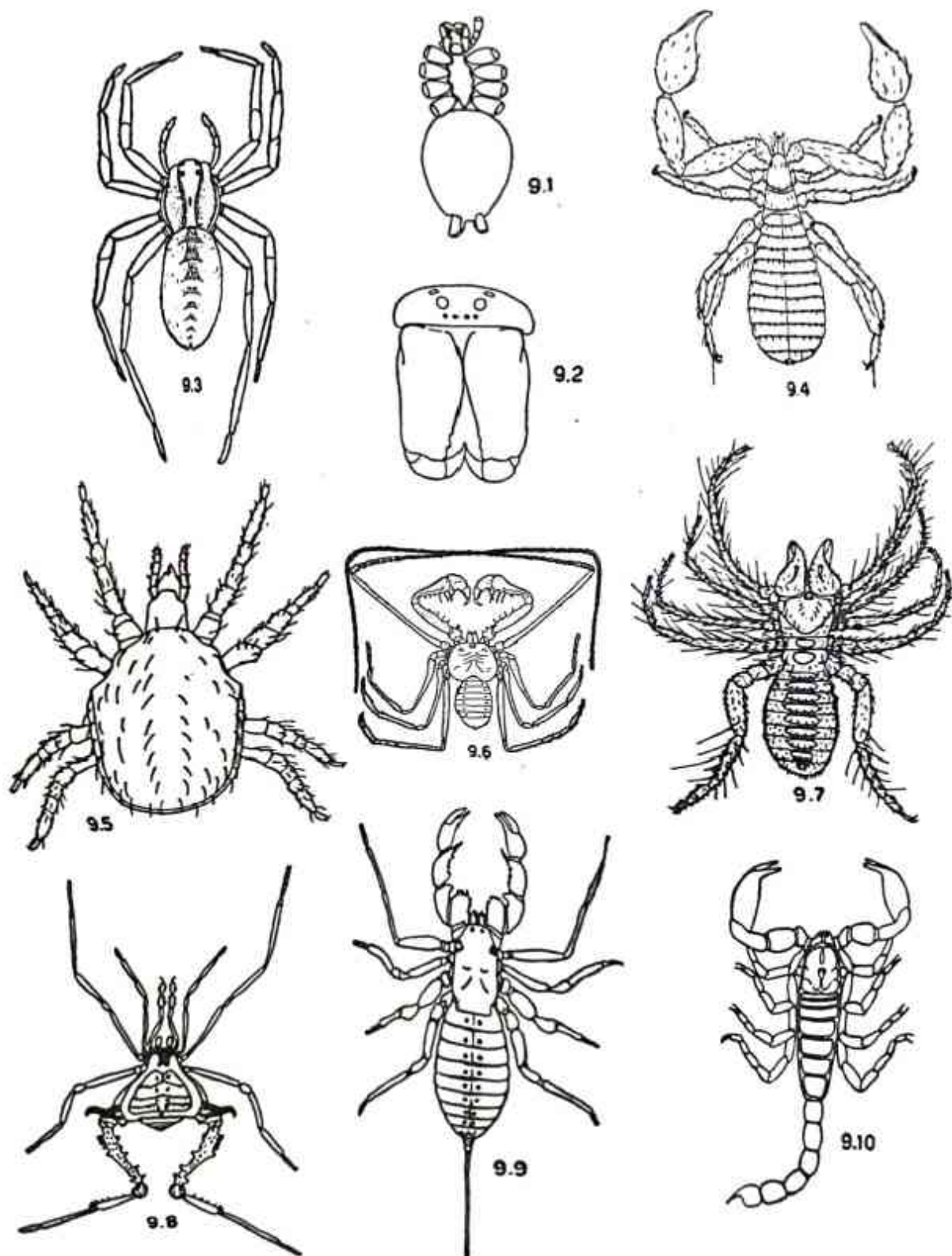



Fig. 9.1 : vista ventral de uma aranha; fig. 9.2 : detalhe das quelíceras; fig. 9.3: aranha; fig. 9.4: pseudo-escorpião; fig. 9.5: ácaro; fig. 9.6: pedipalpo; fig. 9.7: solífugo; fig. 9.8: opilião, fig. 9.9: pedipalpo; fig. 9.10: escorpião.

Por isso, nunca se deve pegar com a mão um aracnídeo aparentemente morto.

9. 2. MATERIAL DE COLETA

O material básico é todo êle usado também em entomologia (ver 8.1 e 8.1. 4).

Devem estar à mão vidros de diferentes tamanhos (de preferência de bôca larga), alguns vazios e outros com álcool a 70%; uma pinça pequena e outra comprida, com mais ou menos 25 cm para remoção de folhiço e para captura de aracnídeos grandes; um pincel fino; lança-perfume ou um vidro com éter; algodão; aspirador; guarda-chuva entomológico; rêde de varrição, lanterna de testa; um pano ou plástico branco para ser estendido no chão, para exame de resíduos vegetais; peneira; funil de Berlese; material de rotulagem.

9. 3. COLETA

9.3.1. Coleta geral diurna. A maioria dêstes invertebrados tem vida noturna, escondendo-se durante o dia. Porisso, na coleta diurna vamos procurá-los nos seus refúgios.

Há dois processos fáceis para capturar aracnídeos que andam pelo chão. Um dêles é com uma caixa de fósforos vazia: abre-se a caixa e emborca-se sôbre o espécime; fecha-se a caixa sem levantá-la, deixando o exemplar preso. O outro modo é com um frasco, copo de bôca larga ou mesmo uma carteira de cigarros vazia, que se emborca sôbre o bicho; deslisa-se com cuidado uma fôlha de papel ou um cartão por baixo do recipiente, tapando-o; inverte-se tudo ràpidamente. Se se quiser transferir o exemplar para outro lugar, anestesia-se com um pouco de éter. O lança-perfume é bastante útil, pois basta um jato de éter para fazer qualquer aracnídeo parar quase que imediatamente.

Na captura de escorpiões, o mais indicado é pegá-los com a pinça pela cauda (pós-abdômen). Podem ser imobilizados com leve pressão sôbre o cefalotórax, exercida com um pauzinho, estilete ou qualquer outro objeto.

A garotada tem um processo prático. Laçam o escorpião pela cauda, com um pedaço de linha. Ótimas coletas são feitas nas folhagens e ramagens da vegetação, com a ajuda do guarda-chuva entomológico (8.1.4). Neste caso, a captura se faz com um

aspirador, um pincel molhado no álcool ou uma pinça de ponta fina; pode ser útil o lança-perfume.

A rêde de varrição também serve para coletar neste habitat.

Nas coletas em geral, devem ser revirados tocos caídos, pedras, pedaços de árvores e cascas apodrecidas no solo, sob os quais sempre se encontram aranhas, escorpiões, pseudo-escorpiões, pedipalpos.

As cascas das árvores parcialmente soltas são fàcilmente removidas com um facão ou uma pinça e servem de abrigo a muitos aracnídeos, sendo comum encontrar-se aí pseudo-escorpiões, às vêzes até em grande número, bem como certas espécies de aranhas de corpo achatado.

Os buracos no solo ou em troncos de árvores, as raízes expostas, são bons refúgios; especialmente se próximos de algum córrego ou noutro local úmido; fornecem opiliões, aranhas de teia, ou mesmo pedipalpos e caranguejeiras. Há aranhas que tapam a entrada do buraco com uma tampa de sêda, tão bem camuflada que se torna difícil para o coletor localizá-la.

As aranhas de buracos podem ser coletadas com o método da "bola de cêra". Uma bola de cêra de abelha ou de massa de modelar, na extremidade de um barbante ou cordão, é pendurada no buraco da aranha; mexe-se calmamente a pelota de massa até que a aranha se agarre a ela com as quelíceras e seja puxada, com jeito, para fora. Para os escorpiões faz-se o mesmo, com um talo de arbusto.

Se se desejar anotações biológicas, cava-se ao lado do refúgio até atingir a sua parte mais profunda, e captura-se o exemplar, juntamente com restos de seus alimentos, estudando-se a estrutura do refúgio.

Em bromélias ocorrem bons aracnídeos (ver 15.5).

Folhagens caídas no solo das matas e húmus, são ambiente em que há muitas espécies de ácaros e pseudo-escorpiões. O funil de Berlese (8.4.1) é muito prático para a coleta nesse meio. Pode-se, na falta, colocar uma certa porção de folhagem sôbre um pano ou plástico branco e remexer para encontrar os aracnídeos.

Na vegetação baixa das margens de rios, córregos e la-

gos, podem ser encontradas aranhas aquáticas, que são capturadas com a rêde de varrição (8.1.3). Já nos ramos e fôlhas das plantas mais altas, são freqüentes as aranhas que constroem teias. Muitas destas aranhas, quando tocadas ou mesmo por simples vibrações da teia, soltam-se e caem no chão. Para a sua captura, basta colocar um frasco aberto em baixo delas e tocá-las ligeiramente.

Nos gramados, pastos e arbustos rasteiros, há aranhas pequenas que tecem. Podem ser coletadas pela manhã, porque as gotículas de orvalho evidenciam as teias.

As habitações humanas, desde as de palha até as urbanas, em todos os seus desvãos e partes menos cuidadas, abrigam boa fauna aracnológica.

Nos fundos de quintais e terrenos baldios também se pode coletar, e inúmeras vêzes com grande sucesso. Rebuscando em baixo das telhas, tijolos e madeiras velhas, nas fendas dos muros, se o ambiente fôr úmido, e tanto melhor se tiver um pouco de vegetação rasteira, encontram-se aranhas, escorpiões e opiliões.

Formigueiros e cupinzeiros são ótimos refúgios, sendo interessante coletar nas aberturas e buracos dessas formações. Há algumas aranhas que mimetizam formigas; porisso, é bom examinar com cuidado os carreiros de formigas.

Nas beiradas de barrancos, quer sejam de margem de cursos dágua ou de estradas, vivem muitas espécies. Deslocando blocos de terra, com uma pinça forte ou um facão, apanham-se bons exemplares. É interessante observar que as formas ocorrentes podem variar num curto trecho do local e até mesmo de um lado para o outro de uma estrada, dependendo da insolação.

Em regiões rochosas ocorrem muitos aracnídeos, cujo corpo geralmente tem forma achatada, o que lhes permite locomover-se com grande rapidez entre as fendas das rochas.

Ninhos de aves e tocas de mamíferos são excelentes lugares para a coleta de pseudo-escorpiões (fig. 9.4). Alguns dêstes aracnídeos são também habitantes de residências humanas, sendo encontrados entre os livros nas bibliotecas; outros ocorrem em produtos armazenados. Há espécies que têm um sistema de transporte chamado **foresia.** Consiste em agarrarem-se às patas de insetos ou até mesmo élitros de coleópteros, de forma que são levados a grandes distâncias, e é comum em certas

épocas do ano encontrarem-se môscas e besouros com pseudo-escorpiões dependurados (não confundir com ácaros, que também usam êste modo de transporte). Devem ser apanhados com uma pinça fina ou pincel molhado em álcool.

A coleta em cavernas é muito interessante; o material a ser empregado é o mesmo das coletas em outros habitats, sendo necessário equipamento especial apenas para percorrer o interior das cavernas.

9.3.2. **Teias.** As teias das aranhas também podem ser coletadas. Tiramos da literatura a citação de um método, para teias geométricas, que parece ser simples: cobre-se uma fôlha de papel com uma goma bem diluída (p. ex., goma arábica) e cola-se na teia, cortando-se então os fios que a prendem.

9.3.3. **Coleta noturna.** No crepúsculo e à noite as coletas são muito produtivas para certas ordens e particularmente alguns grupos dentro dessas ordens.

A lâmpada de testa (16.3) é de grande utilidade para as coletas noturnas: os olhos das aranhas apresentam um lindo brilho esmeralda à sua luz. Algumas espécies que carregam os filhotes no dorso oferecem um aspecto bonito, com muitos olhinhos brilhando no escuro.

Ao escurecer, são muitas as aranhas, quer dentro da mata, quer nas beiradas de barrancos, lagos e brejos, que saem de seus refúgios para construir ou reparar as suas teias.

É comum encontrarem-se machos de aranhas, com freqüência caranguejeiras, à procura das fêmeas.

Nas regiões onde ocorrem os pedipalpos, são encontrados nas beiras de barrancos ou folhagens da mata, porque saem para capturar as suas prêsas.

9.3.4. **Coleta de ácaros aquáticos** (fig. 9.5). Trataremos apenas dos ácaros que vivem em água doce. Embora não tendo nenhuma experiência do grupo, mas baseando-nos apenas na literatura, pensamos que vale a pena dar-lhes destaque, procurando despertar a atenção de alguém para o seu estudo.

Têm uma biologia interessante, pois há espécies em que as larvas e ninfas parasitam larvas aquáticas de insetos. Quando adultos, podem ter vida livre ou ficarem prêsos a plantas aquáticas e suas raízes, ao fundo dos cursos dágua ou a certos

animais aquáticos, como por exemplo, nas brânquias de moluscos, como os aruás e náiades.

As coletas se fazem recolhendo algas e outros vegetais aquáticos, moluscos, areia grossa, pedras, limo e lôdo do leito de cursos dágua. Pode-se empregar um coador de malha fina ou a rêde de insetos aquáticos (8.5.1), para dragagem da vegetação e substrato.

Para separar os espécimes, o material é colocado inicialmente numa bacia ou vasilha plástica, preferìvelmente branca, com água limpa; capturam-se com uma pipeta os ácaros que nadam ou se movem lentamente.

A seguir põe-se o material sôbre uma peneira de malha fina; lava-se com um jato forte dágua, recolhendo-se num recipiente a água da lavagem, da qual são filtrados ou decantados os resíduos existentes, entre os quais os ácaros.

9.4. CUIDADOS ESPECÍFICOS NA COLETA

9.4.1 Escorpiões (fig. 9.10). Cuidado com o aguilhão terminal da cauda e com exemplares aparentemente mortos.

9.4.2. Opiliões (fig. 9.8). Também chamados de "falsas-aranhas", são apanhados sem maiores dificuldades. Algumas espécies soltam um líquido de cheiro forte; se diversos exemplares são colocados vivos num recipiente pequeno, podem anestesiar-se mutuamente, permanecendo longo tempo em estado de insensibilidade.

9.4.3 Aranhas (fig. 9.3). Injetam o veneno através das garras das quelíceras (figs. 9.1 e 9.2).

Ao se capturar, com a pinça, uma aranha viva, nunca se deve apanhá-la pelas pernas, especialmente os exemplares maiores, porque a perna prêsa se quebra e a aranha se liberta, podendo vir para a mão do coletor; além disso, a falta de pernas pode prejudicar o trabalho de identificação. Assim, devem ser capturadas pelo cefalotórax.

As caranguejeiras têm um elemento de defesa nos pêlos que recobrem o abdômen. Quando atacadas, raspam com as patas posteriores tais pêlos, os quais ficam espalhados no ar e penetram nas vias respiratórias dos animais, provocando uma irritação que pode até ocasionar a morte. Não é de admirar que

freqüentemente encontremos caranguejeiras com uma área calva no abdômen.

Deve-se ter cuidado com estas aranhas conservadas vivas. Os pêlos ficam soltos no ar e, quando o recipiente é destampado, êles se espalham e podem penetrar no nariz e garganta do observador.

9.4.4. Solífugos (fig. 9.7.). Apesar de seu tamanho médio variar entre 20 e 30 mm, têm quelíceras bem desenvolvidas em forma de pinças, de que o coletor se deve precaver.

9.4.5. Pedipalpos (figs. 9.6 e 9.9.). São conhecidos por "solimão" ou "escorpião-vinagre", nome que se deve ao fato de algumas espécies se protegerem com uma descarga de uma substância com forte odor de ácido acético ou então de gás clorídrico.

São aracnídeos em geral grandes (7 cm) e com a carapaça muito dura e resistente. Deve-se ter cuidado, porque podem causar ferimentos com os aguçados espinhos e pinças dos palpos.

9.5. FIXAÇÃO E CONSERVAÇÃO

Salvo algumas exceções, faz-se com álcool a 70%, no qual os bichos são jogados diretamente. Não se deve usar álcool mais forte, nem formol, porque os exemplares ficam rígidos e quebradiços.

Deve-se evitar molhar as mãos com álcool em que estão conservadas caranguejeiras, por causa dos pêlos soltos (9.4.3).

É conveniente notar que muitas aranhas, principalmente as grandes, quando colocadas vivas no álcool, podem turvá-lo com uma substância de côr branca, saída, em grande quantidade, das fiandeiras. Neste caso, passadas algumas horas, substitui-se o álcool.

Pode ainda ocorrer ruptura do abdômen ao ser capturada a aranha, com saída de grande quantidade de vísceras. Deve-se deixar a aranha dentro do álcool por um ou vários dias, a fim de fixar a porção interna do abdômen; troca-se depois o líquido e retira-se com pinça o material extravasado que tenha ficado aderido à aranha.

Os opiliões também requerem uma ou mais trocas de álcool, porque soltam pigmentos.

Os ácaros aquáticos são fixados em formol a 10% e conservados numa solução de ácido acético glicerinado:

Glicerina	11 partes
Água	6 partes
Ácido acético glacial	3 partes

9.6. ROTULAGEM

É bastante simples, podendo o rótulo de campo ser um pedaço de papel escrito a lápis. O importante é não esquecer os dados gerais já indicados como indispensáveis para um rótulo (2.4).

Para a coleção, aconselha-se um rótulo melhor e mais duradouro, escrito a nanquim de boa qualidade.

9.7. ACONDICIONAMENTO

Durante a coleta podem ser colocados vários espécimes em um mesmo vidro, procurando-se evitar a mistura de exemplares grandes com pequenos e excesso de indivíduos no mesmo vidro (2.3.1).

Se a coleta é feita com um objetivo específico, os exemplares devem ser postos em frascos individuais ou segundo o fim que se tiver em vista.

O uso de vidros de bôca estreita é desaconselhado, pela dificuldade que se tem em retirar o material, principalmente exemplares médios ou grandes, que podem ficar um pouco enrijecidos e certamente sofrerão quebras quando retirados.

No caso de distâncias maiores, é conveniente colocar algodão ou um papel macio dentro do vidro, comprimindo ligeiramente o material no fundo, para evitar que sofra perdas de partes.

Tubos compridos e não muito largos são bons para escorpiões e opiliões, sendo que, dentre êstes, os exemplares maiores, cujas pernas são compridas, devem tê-las endireitadas e juntadas.

10. CRUSTÁCEOS

Os crustáceos são encontrados em quase todos os ambientes. Onde haja um pouco de água ou um pedaço de terra será possível coletá-los. Em terra ou na água doce ocorrem tanto em cavernas quanto em desertos; em gramados de jardim ou enterrados a alguns metros de profundidade; nas margens de rios ou em correntes subterrâneas; em grandes lagos ou em poças dágua; no folhiço do chão ou dentro de bromélias.

Há 3 grupos principais de água doce. Os caranguejos dificilmente são encontrados em rios caudalosos, preferindo pequenas correntes, riachos, lagos e até mesmo poças transitórias. Durante o dia permanecem submersos, mas à noite saem para as margens à procura de alimento. É quando podem ser coletados em grande número.

Os camarões de água doce são conhecidos em todo o Brasil pelo nome de "pitu". Ficam permanentemente sob as águas e diferenciam-se dos marinhos pelo maior porte e pelo tamanho relativo bem maior de suas pinças. Ocorrem tanto em rios caudalosos como em simples riachos, em lagoas e em pântanos.

Os "tatuís do rio" pertencem ao mesmo grupo dos tatuís marinhos.

Há um grupo terrestre, o dos isópodos (tatuzinhos).

Finalmente, há crustáceos parasitos de peixes, que são tratados em 12.5 e 13.9.

10.1. COLETA

10.1.1. Água doce. Um pequeno rio ou riacho poderá proporcionar uma gorda e variada coleta de crustáceos, se não se desprezar qualquer de suas partes: as margens, o leito, a vegetação, as pedras e a superfície das águas.

Os métodos de coleta dependem da oportunidade, do local e do material que se tem.

O melhor método para apanhas maciças é o uso de covos (7.1.3). Uma isca ideal para atrair os caranguejos, pitus e tatuís do rio para o interior do covo é um bom naco de carne, preferìvelmente em início de putrefação.

Na falta de um covo pode construir-se algo parecido. Toma-se, por exemplo, uma lata vazia de óleo ou banha de 20 litros e fazem-se numerosos furos no fundo, onde se amarra um pedaço de carne. Coloca-se a lata com a bôca contra a correnteza, amarrada ou escorada com pedras. Esta armadilha rústica tem o inconveniente de não impedir a saída dos animais, que devem ser surpreendidos quando ainda distraídos com a isca.

Muito útil é a peneira, especialmente na coleta diurna de caranguejos escondidos sob os detritos do fundo, e na captura de pitus e tatuís de rio.

Na falta de qualquer aparelhagem, pode empreender-se a coleta manual. Esta exige apenas agilidade e precaução com as pinças, que, embora não causem grandes estragos, não são nada agradáveis. Para cada animal há uma técnica especial.

Para os caranguejos, procura-se imobilizá-los contra o substrato, aplicando o dedo indicador sôbre a carapaça. Introduz-se então o polegar, de um lado, e o dedo médio, do outro, entre o 3.º e 4.º pares de patas. Dêste modo pode-se levantar o animal sem perigo.

Pegar um tatuí de rio, e principalmente um pitu, com a mão, é uma tarefa bem mais difícil, pois são bem mais ágeis que os caranguejos; contudo, em certas ocasiões especiais isso é possível. Procura-se pegá-los por trás e pelas pinças, que são longas e resistentes.

Se se quiser examinar mais detidamente um caranguejo ou um pitu vivo, sem preocupação com as pinças, introduz-se a ponta de uma das unhas na parte mole existente entre o braço e a garra do lado oposto. Dêste modo o bicho perderá todos os movimentos perigosos.

Um conselho importante: nunca se tente coletar com as mãos desprotegidas um animal entocado, ou que não se esteja vendo bem.

Em pescas de peixes, com covo, tarrafa ou rêde, comumente aparecem crustáceos de mistura.

O método, tão frutífero na pesca de siris marinhos, de submergir um pedaço de carne na ponta de um barbante, trazendo de cada vez um bicho, nem sempre funciona com caranguejos de água doce.

10.1.2. Coleta terrestre. Os tatuzinhos vivem em todos os ambientes úmidos e escuros: sob pedras, paus podres, pilhas de tijolos, dentro de bromélias, etc. Podem ser simplesmente colhidos com a mão ou com pinça.

10.1.3. Limnoplâncton. Há uma enorme quantidade de minúsculos crustáceos que vivem nas águas doces, constituindo o chamado limnoplâncton. Sua coleta é assunto muito especializado, de que não trataremos neste manual.

10.2. FIXAÇÃO

A fixação de crustáceos recém-coletados não apresenta nenhuma dificuldade; tanto o formol a 4% como o álcool a 70% são ótimos fixadores.

Os caranguejos não devem ser mortos em massa, pois na agonia mutilam-se mùtuamente. Devem ser sacrificados, por imersão no fixador, isoladamente ou aos dois ou três. Os tatuzinhos são usualmente fixados e conservados em tubinhos com álcool a 70%.

10.3. TRANSPORTE

10.3.1. Material morto. Os caranguejos e pitus devem ser èmbrulhados um a um em pano embedido em fixador. Depois de embrulhados individualmente, os exemplares de cada lote são acondicionados em sacos de plástico. Êste método evita que pernas e garras sejam arrancadas e se percam inùtilmente.

Os tatuís de rio podem ser transportados em vidros de tamanho médio, com tampa de plástico, cheios de fixador até a bôca.

Os tatuzinhos são transportados em tubinhos.

10.3.2. Material vivo. O transporte de animais vivos requer certos cuidados.

Os caranguejos, pitus e tatuís de rio podem ser transportados em latas de 20 litros, cheias até a metade com água e forradas com o substrato do próprio local onde foram coletados, com um pouco de vegetação aquática. O ideal é não tampar a lata, mas, se isto for necessário para facilitar o transporte, a tampa deve ser profusamente furada. Os caranguejos poderão viver nesse ambiente artificial por quase uma semana; os pitus e tatuís de rio suportam uns dois ou três dias.

Os tatuzinhos podem ser fàcilmente transportados em latas ou caixas com um pouco de terra e vegetação do local da coleta. Desta maneira vivem muitos dias.

11. MOLUSCOS

Na água doce são encontrados moluscos pertencentes a apenas duas classes, Gastropoda e Lamellibranchia; no ambiente terrestre sòmente a primeira é representada. Os gastrópodos são moluscos cuja concha é formada por uma única peça, razão pela qual são também chamados univalvos; alguns, porém, como as lesmas, não possuem concha. Os lamelibrânquios são bivalvos e sempre aquáticos.

11.1. COLETA DE MOLUSCOS TERRESTRES

Apenas os gastrópodos (caracóis, caramujos, lesmas, etc.) possuem representantes terrestres.

No Brasil é muito raro encontrarem-se populações numerosas. Fazem exceção as lesmas, e o caracol comum, que cada vez mais se estão tornando hortícolas, vivendo, então, em condições propiciadas pelo homem, e ainda um grupo de espécies muito pequenas (alguns milímetros) que vivem no húmus. Também em regiões calcáreas, eles podem ser encontrados em maior número.

Podemos separar dois grupos de espécies, quanto aos hábitos: arborícolas e terrícolas.

11.1.1. Espécies arborícolas. Podem ser coletadas, exemplar por exemplar, com os dedos ou com uma pequena pinça, dependendo do tamanho. Outro método eficiente é o "guarda-chuva entomológico" (8.1.4). Algumas lesmas são encontradas nas árvores, durante a noite.

11.1.2. Espécies terrícolas. Encontramos aqui os extremos opostos de tamanho: de um lado, as espécies adaptadas ao húmus que atingem poucos milímetros de comprimento; do outro, os **Strophocheilus**, ou aruás do mato, que chegam a atingir 15 cm de comprimento. Os primeiros são coletados com o funil de

Berlese (8.4.1). Os aruás do mato, os maiores moluscos terrestres da América do Sul, vivem nas matas quentes e úmidas, onde passam enterrados durante a estação fria e parte dos dias não chuvosos, saindo ao anoitecer. São ocasionalmente encontrados em baixo de troncos caídos, ou deslisando nêles. São mais numerosos em regiões calcáreas, às vêzes em fendas entre rochas, outras vêzes enterrados ao lado deles. Durante os meses de outubro a março podem-se encontrar seus ovos, postos durante a noite, às vêzes sôbre fôlhas caídas, sem qualquer proteção, e outras vêzes enterrados.

As lesmas são encontradas de dia em refúgios escuros e úmidos, seja naturais (troncos caídos, pedras), seja artificiais (pilhas de tijolos, lenha, etc.).

Na estação sêca, muitos moluscos que geralmente vivem em árvores ou na terra são encontrados em bromélias, para onde vão em procura da umidade que lhes é necessária (15.5).

11.2. COLETA DE MOLUSCOS DE ÁGUA DOCE

Se as populações de moluscos terrestres são de modo geral pouco numerosas no Brasil, o contrário sucede com os de água doce, cuja densidade de população é em geral alta, embora oscile com as estações do ano.

Vamos considerar separadamente as duas classes de moluscos de água doce.

11. 2. 1. Gastrópodos. Os gastrópodos são menos exigentes do que os lamelibrânquios, no que diz respeito ao habitat, pois são encontrados em lagoas, tanques, valas de irrigação, águas batidas (corredeiras, cachoeiras), em fundos arenosos, lodosos ou rochosos.

Os gastrópodos são em maioria vegetarianos, alimentando-se da vegetação marginal, onde devem ser procurados.

Antes de tratar dos métodos de coleta dos gastrópodos dulcícolas, é indispensável uma séria advertência. Certos moluscos dêsse ambiente são hospedeiros intermediários de vermes causadores de moléstias graves e de difícil cura. Por exemplo, o **Australorbis glabratus** (fig. 11.1), pertencente à família Planorbidae, abriga uma fase do ciclo evolutivo do verme **Schistosoma mansoni**, que causa no homem a esquistossomose mansônica ("chistosa"), uma das moléstias endêmicas

mais disseminadas e mais graves do Brasil. Por esta razão deve ser evitada a coleta de planorbídeos sem equipamento especial e técnica cuidadosa, que impeçam o contacto com os vermes (15.8.7).

Deve-se também evitar entrar em lagoas, córregos ou valas de irrigação onde houver planorbídeos. Nos dias quentes

Fig. 11.1 . *Australorbis*, hospedeiro do verme causador da esquistossomose.

e ensolarados, as larvas dos vermes deixam o corpo do molusco e ficam nadando livremente, podendo penetrar ativamente através da pele humana. Esta penetração causa coceira, que é um sinal de alerta para que sejam realizados exames periódicos, a fim de constatar a presença do verme no organismo. Deve servir de alerta, também, para que o local não seja utilizado para natação, lavagem de roupa ou qualquer outra atividade que obrigue ao contacto direto com a água.

Os métodos e o material empregados variam com o tamanho, a forma e os hábitos do molusco que se procura. Entretanto, a grande maioria das espécies, especialmente das famílias Physidae, Lymnaeidae e Ancillidae, pode ser apanhada na vegetação marginal, com o emprêgo do "coletor de moluscos" (fig. 11.3), empregado pelo Departamento Nacional de Endemias Rurais, ou com conchas de cozinha ou ainda panelas de alumínio de fundo crivado, prêsas na ponta de um cabo de vassoura.

A técnica consiste em fazer passar o coletor pela vegetação submersa e em seguida levantá-lo, permitindo assim o escoamento da água e o aprisionamento dos moluscos. Com a agitação alguns se soltam da vegetação e boiam, outros caem para o fundo. No primerio caso, a coleta é imediata; no segundo, a localização do molusco que caiu depende da transparência da água. Recomenda-se raspar o fundo com o coletor, para apanhar não só os indivíduos que aí se estão locomovendo, como também os que estão enterrados.

O material raspado deve ser cuidadosamente lavado, na superfície dágua, a fim de ser removido o lôdo; os moluscos são retirados com uma pinça e colocados num vidro de bôca larga, contendo água.

Deve-se ainda examinar cuidadosamente as fôlhas que ficam prêsas ao coletor e as paredes dêste, procurando posturas. Estas são massas gelatinosas, contituídas de um número variado de ovos globosos e hialinos.

E' de boa técnica usar luvas e botas de borracha e lavar as mãos com tintura de iôdo diluída, para maior proteção.

As ampulárias (aruás), atingem tamanho bem maior do que os até aqui mencionados, ou seja, até 10 cm de diâmetro, e vivem em lagoas, onde podem ser coletadas pelo método acima. Geralmente são encontradas nas margens, bastando colocar o

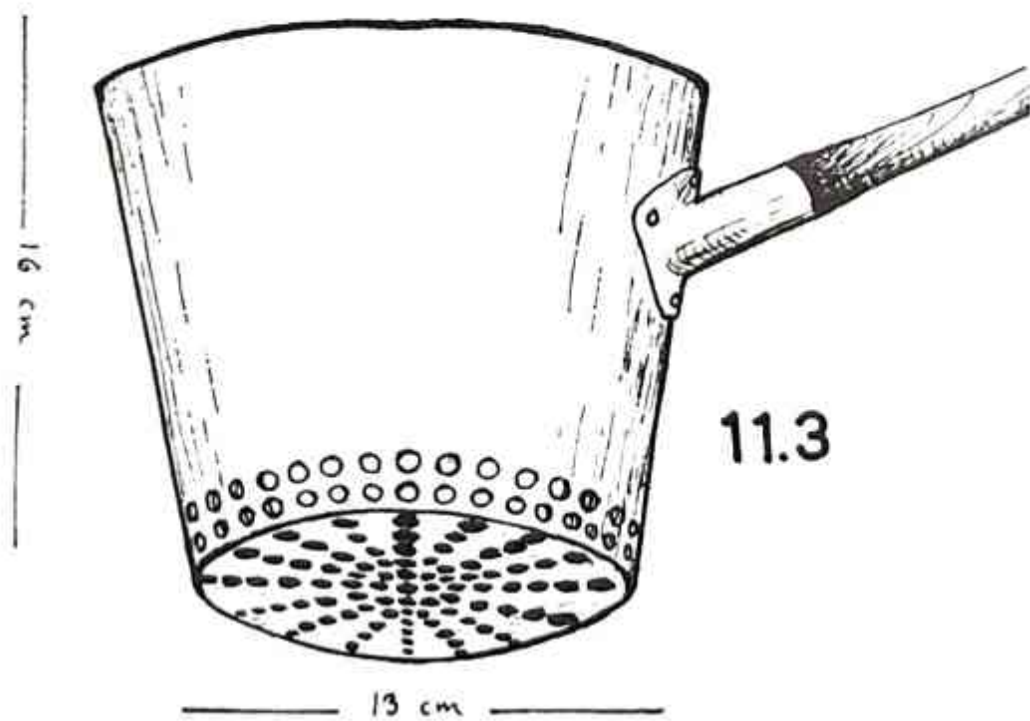
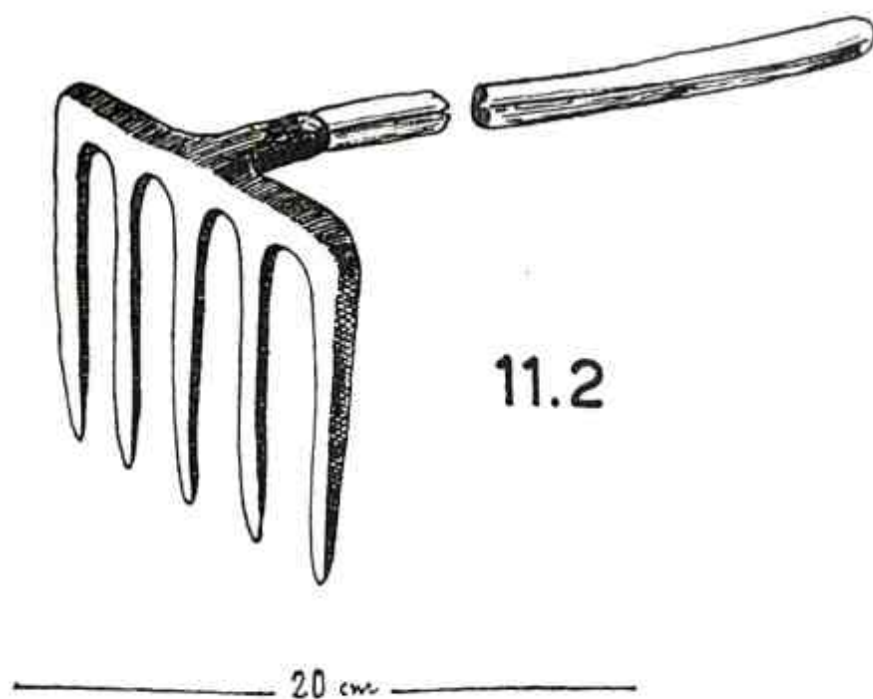



Fig. 11.2 : enxada de dentes; fig. 11.3 : coletor de moluscos.

coletor debaixo delas e, com um leve toque, fazer com que se desprendam e caiam dentro. Caso estejam no fundo, ou alimentando-se na vegetação, deve-se apenas tocá-las, o que causa o imediato fechamento do opérculo, ficando os bichos totalmente à mercê do capturador.

As posturas devem ser procuradas na vegetação, acima do nível dágua; assemelham-se a espigas, pois os ovos são reunidos ao redor de um eixo, constituído por uma fôlha enrolada, um pequeno ramo, um eixo de inflorescência, ou qualquer substrato vertical e de pequeno diâmetro, localizado acima do nível dágua. São fàcilmente evidenciadas, não só pelo tamanho (10 cm ou mais), como também pela coloração (vermelha, violeta, cinzenta ou branca).

Outros gastrópodos dulcícolas são os pertencentes à família Melaniidae (fàcilmente reconhecido por apresentarem geralmente o ápice decepado) que vivem em águas batidas, junto a cachoeiras, por exemplo, sôbre pedras apenas ligeiramente cobertas pela água.

Tendo êstes gastrópodos comprimento superior a 2 cm e o hábito de fixarem-se fortemente às pedras, o método mais eficiente de coletá-los é a catação manual.

11.2.2. Lamelibrânquios. Os lamelibrânquios são sedentários, isto é, vivem enterrados na areia ou lôdo dos rios e das lagoas. Locomovem-se apenas na fase larvária, ocasião em que algumas espécies se tornam parasitas de peixes.

A presença de animais enterrados é muitas vêzes revelada por valvas abertas, geralmente corroídas, espalhadas no fundo ou nas margens. Neste caso, para retirá-las é necessário cavar o fundo, para o que se deve usar uma enxada de dentes (fig. 11.2) ou um ancinho.

As valvas abertas e abandonadas devem ser lavadas antes de serem transportadas, cuidando-se para que não fique nenhum resto das partes moles, cuja decomposição causa um cheiro bastante desagradável.

11.3. PREPARAÇÃO

11.3.1. Matar. O principal problema na preparação dos moluscos é matá-los de maneira que o fixador penetre bem e permita conservar as partes moles, que são essenciais para o estudo.

Os moluscos terrestres que não têm opérculos são convenientemente mortos por asfixia. Para isso são colocados em um vidro cheio até a bôca de água e fechado hermèticamente. A água é prèviamente fervida e resfriada e, portanto, desprovida de ar. A asfixia é bastante demorada, chegando a demandar mais de 24 horas no caso de exemplares grandes. Como êsse tempo é muito variável e bem rápida a decomposição dos moluscos, deve-se acompanhar o processo com cuidado, para que as partes moles possam ser conservadas. Os animais morrem em distensão, são retirados da água e passados para o fixador.

Êste processo é obrigatório para as lesmas, pois impede que morram encolhidas e encurvadas; entretanto, como têm a pele pouco permeável, deve-se praticar um pequeno corte longitudinal no lado direito da face ventral, para que o fixador penetre melhor.

Nos gastrópodos dotados de concha (caramujos e caracóis), a penetração do fixador nem sempre é boa, razão pela qual é aconselhável destacá-los da concha. Prendendo o bicho com uma pinça ou um estilete e segurando a concha entre o polegar e o indicador, ela é girada no sentido contrário ao do seu crescimento, fazendo-se assim, com que o animal se "desenrosque". É preciso cuidado nesta operação, pois, para que ela seja bem sucedida, é necessário que o músculo columelar, que prende o bicho à concha, se solte desta. Sendo êste músculo muito mais forte do que os demais tecidos do animal, êstes comumente se rompem. Com isso, fica dentro da concha uma parte, que só pode ser retirada com a fragmentação da concha ou com o início da decomposição.

A concha e o animal devem ser conservados juntos ou com anotações que permitam relacioná-los.

A fixação imediata, que é em geral empregada por quem está colecionando outros animais, consiste em lançar os moluscos diretamente no álcool a 70%. Êste método tem a desvantagem de causar a morte rápida, e com isso extrema contração muscular o que prejudica o exame anatômico posterior.

É óbvio que o método da asfixia não funciona para gastrópodos de água doce, restando apenas o da fixação imediata; êste não é eficiente para os moluscos operculados, ou seja, dotados de uma peça córnea que tampa com perfeição a abertura da concha. O opérculo cerrado não permite a mínima passagem

do fixador; o bicho assim se decompõe. Só após a morte é que o opérculo se destaca.

Para êstes animais o ideal é o processo da morte por aquecimento. Êste consiste em os colocar em água quente (70° a 100°), dependendo a temperatura e a duração da operação diretamente do tamanho dos animais. Para planorbídeos são suficientes 1 ou 2 minutos em água a 70°C, enquanto alguns **Strophocheilus** resistem até 5 minutos na água em ebulição.

O calor faz com que o músculo columelar se destaque, tornando fácil a extração do corpo. Isto se faz como descrito para o processo da asfixia.

Estas dificuldades encontradas para se obter uma boa fixação de gastrópodos operculados aparecem também no caso dos lamelibrânquios. Uma vez cerradas as valvas, a penetração do fixador é dificultada ao extremo.

A técnica indicada consiste em forçar a abertura das valvas com um canivete, até a ruptura dos músculos adutores, que as mantêm unidas. Esta operação tem que ser cuidadosa para não danificar os bordos da concha e para não quebrar o ligamento externo, o que causaria a separação das duas metades.

Pode-se também anestesiar os animais em hidrato de coral a 1%, e depois matá-los em água quente, seguindo-se a fixação. Como a anestesia demora cêrca de 24 horas, êste processo é mais conveniente no laboratório.

11.3.2. Fixação. Os fixadores (que também servem como conservadores) mais usados são o álcool glicerinado (9 partes de álcool a 70% e 1 parte de glicerina), o formol a 4% e o líquido de Railliet e Henry. No primeiro as conchas podem ser mantidas, enquanto que nos dois outros não. De um lado o formol, com o tempo, transforma-se em ácido fórmico e descalcifica as conchas. De outro, o ácido acético glacial faz o mesmo, ainda mais rápido.

A composição do líquido conservador de Railliet e Henry é a seguinte:

Solução fisiológica a 0,8%	93	partes
Formol do comércio	5	"
Ácido acético glacial	2	"

Caso o material conservado fique por demais endurecido, pode-se aumentar a solução fisiológica para 96 partes e diminuir o formol para 2.

11.4. TRANSPORTE EM VIDA

Todos os moluscos terrestres resistem bem ao transporte em pequenos sacos de pano. Aconselha-se, para coleta de pequenos pulmonados, o emprêgo de um vidro de bôca larga arrolhado. Os saquinhos de pano são mais eficientes para a coleta, ao passo que para o transporte, pròpriamente dito, deve-se preferir latas espaçosas, caixas de madeira ou vidros de bôca larga, que oferecem maior proteção. Qualquer dêstes recipientes pode ser usado, desde que se dêem suficiente arejamento (não precisa muito) e umidade (fôlhas molhadas ou terra úmida).

Os moluscos dulcícolas podem ser transportados vivos para o laboratório em água ou apenas umedecidos.

No primeiro caso, são colocados em latas ou vidros de bôca larga, contendo água do próprio criadouro. O transporte sem água, embora de preparo mais trabalhoso e demorado, poupa espaço e pêso e é mais fácil. Numa lata ampla, como por exemplo as de bolacha, colocam-se camadas alternadas de papel higiênico umedecido e de moluscos.

12. ECTOPARASITOS

Muitos animais, especialmente os vertebrados, apresentam freqüentemente parasitos na superfície externa de seu corpo ou nas aberturas naturais. Êsses parasitos pertencem aos mais variados grupos zoológicos, mas os cuidados gerais na sua coleta e conservação são sensìvelmente os mesmos.

12.1. PRELIMINARES

12.1.1. Identificação do hospedeiro. É sempre importante e, em alguns grupos (piolhos de aves e mamíferos) absolutamente essencial a identificação do hospedeiro. Assim, todos os cuidados devem ser tomados nesse sentido:

a) O hospedeiro deve ser conservado e a rotulagem feita de maneira que se saiba qual o exemplar exato em que foram coletados os parasitos.

b) Deve-se evitar cuidadosamente a contaminação, ou seja, a passagem de parasitos de um bicho para outro. Para isso êles devem vir do campo em invólucros próprios (sacos ou cartuchos), os quais precisam ser escrupulosamente limpos antes de novamente usados. Sempre que haja dúvida quando a êste ponto, o material deve ser impiedosamente destruído. É o caso por exemplo, de tubos contendo material de vários hospedeiros e que se quebram em viagem: jogar tudo fora.

Cada hospedeiro deve ser examinado por sua vez, sòzinho, e todo o material de exame cuidadosamente limpo antes de se atacar novo exemplar.

c) O hospedeiro deve ser sempre identificado por especialista, e conservado em coleção para eventuais verificações ulteriores.

12. 1. 2. Precocidade do exame. O hospedeiro deve ser

examinado tão cedo quanto possível após a morte. Evita-se assim que os parasitos o abandonem e, pior ainda, que passem para outros hospedeiros.

12.1.3. Fixação, conservação e rotulagem. O mesmo líquido serve de fixador e conservador. Usam-se álcool (70 a 80%), formol (5 a 10%) e, num apêrto, cachaça. Na improvável ausência mesmo desta, os bichos podem ficar a sêco até se conseguir fixador.

Para a conservação usam-se tubinhos de vidro ou plástico, com rôlha de cortiça ou plástico (nunca embuchados com algodão). Tubinhos de anestésico dental são cômodos de usar e fáceis de obter, mas é necessário vigiar as tampinhas de borracha, que tendem a melar.

Para transporte longe dos olhos do coletor, especialmente aéreo, convém prender as tampas com esparadrapo ou fita adesiva.

Colocam-se em um único tubo todos os parasitos de um mesmo hospedeiro (exemplar, não espécie) e rotula-se com o mesmo número de campo.

12.1.4. Resultados negativos. Todos os exames que não revelarem ectoparasitos, desde que feitos em condições favoráveis devem ser cuidadosamente anotados, pois êste tipo de dado é importantíssimo para estudos de distribuição dos parasitos, quer quanto aos hospedeiros, quer geográficos.

12.2. MAMÍFEROS

Os mamíferos devem ser trazidos vivos do campo em cartuchos ou saquinhos individuais ou nas próprias armadilhas em que foram capturados.

Para morrer, devem ser postos individualmente em saquinhos de pano branco, com um chumaço de algodão com éter ou clorofórmio, indo tudo para dentro de um vidro ou lata fechada.

Bate-se a pelagem do animal morto sôbre uma fôlha de papel branco e escova-se ao contrário o pêlo com uma escôva razoàvelmente dura. Os parasitos que caem são colhidos com um pincelzinho úmido. Examina-se a pele, especialmente as partes nuas, à procura de parasitos fixados.

12.3. AVES

A ave recém-abatida deve ser colocada no cartucho de papel (5.2) ou num saco de pano ou de plástico, para evitar que as pulgas e as môscas pupíparas escapem e que os parasitos de um hospedeiro passem para outro. Se possível, deve-se introduzir imediatamente no cartucho ou no saco um pedaço de algodão embebido em éter ou clorofórmio. Isto não sendo possível, deve-se fazê-lo ao retornar ao acampamento, deixando o invólucro fechado pelo menos por meia hora.

O clorofórmio e o éter matam ou atordoam os ectoparasitos, de modo que a ave pode ser retirada do cartucho ou do saco e manuseada com perigo mínimo de contaminação entre hospedeiros.

A ave, então, é batida fortemente com a mão sôbre uma superfície branca (fôlha de papel) sôbre a qual os parasitos caem. As penas, principalmente as de dentro das asas e as da cabeça, são esfregadas com um pincel mais grosso ou com as pontas dos dedos para deslocar os parasitos presos a ela. No raque (eixo) das penas das asas devem ser procurados pequenos orifícios que denotam a presença de ácaros e piolhos.

Os cartuchos e sacos devem ser examinados a fim de coletar os ectoparasitos que porventura tenham deixado o hospedeiro durante o transporte.

Os carrapatos, presos à pele do hospedeiro, devem ser cuidadosamente retirados.

12.4. RÉPTEIS E ANFÍBIOS

Apenas ácaros e carrapatos ocorrem nesses vertebrados.

Ácaros são encontrados sob as escamas de lagartos, que se apresentam levemente salientes. Levanta-se a escama e retiram-se os ácaros, com cuidado para não danificar suas peças bucais.

Alguns lagartos apresentam bôlsas na pele — no ombro, na axila, na virilha ou na junção da coxa com o rabo dentro das quais também se encontram ácaros.

Carrapatos são encontrados em lagartos, cobras e sapos, presos à pele pelas peças bucais. Não sendo possível retirá-los

sem dano a estas, corta-se o quadradinho da pele em que o parasito estiver prêso.

12.5. PEIXES

Na superfície do corpo dos peixes podem ser encontrados crustáceos parasitos. Êstes são retirados com pinça e fixados em formol a 10%.

13. HELMINTOS E OUTROS PARASITOS INTERNOS

Os animais têm muitos parasitos internos. Muitos dêles são da competência do patologista, mas outros estão no campo ou ao alcance do zoólogo. Entre êles são preponderantes os helmintos, que ocupam o grosso dêste capítulo. Alguns outros parasitos de aves e peixes completam a matéria.

Como helmintos definimos todos os endoparasitos (parasitos internos) de animais que, na expressão popular, são conhecidos por "vermes". Êste último têrmo não é mais empregado pelos pesquisadores; desde que criado por Lineu, o phyllum Vermes sofreu tal desmembramento que hoje o nome não tem mais razão de ser. Basta dizer que, naquela época, Vermes abrangia todos os invertebrados, com exceção dos insetos. Os helmintos encontram-se entre os Platyhelminthes e Nemathelminthes (ou Aschelminthes como preferem alguns), Acanthocephala e Linguatulida. Nem todos Platyhelminthes e Nemathelminthes são endoparasitos; alguns são ectoparasitos e comensais, muitos vivem no solo como saprófitos e, entre os nematóides, existem grupos altamente especializados em parasitar plantas.

O presente capítulo tratará apenas da coleta e conservação de Platyhelminthes e Nemathelminthes endoparasitos ou comensais de outros animais.

13.1. COLETA DE HELMINTOS: GENERALIDADES

A coleta de helmintos exige precisão e paciência. Tem como base a autópsia dos hospedeiros. Um dos principais cuidados é conservar o hospedeiro em tal estado que possibilite sua identificação posterior, sempre que possível feita por especialista. Por mais conhecida que a espécie de hospedeiro aparente ser, o exemplar deve ser devidamente conservado; constantemente ocorrem casos de identificações superficiais, que posteriormente se revelam errôneas. Caso não exista um espe-

cialista para determinado grupo animal, ou a remessa do hospedeiro seja difícil ou impossível, êste deve ser rotulado e conservado até que surja uma oportunidade de determinação. Mesmo após identificado, o exemplar deve ser conservado, para dirimir eventuais dúvidas.

Os dados mais importantes a serem anotados, em relação ao hospedeiro, são: data da autópsia, nome científico, indicação precisa da localidade e, se possível, tipo de ambiente em que foi encontrado, e número que recebeu ao dar entrada na respectiva coleção.

13.2. MATERIAL DE AUTÓPSIA

13.2.1. Livro de autópsias. Assim como na coleta de outros animais se usa a "caderneta de campo", na helmintologia lança-se mão do "livro de autópsias", que deve sempre acompanhar o colecionador de helmintos. O têrmo "livro" vem de usar-se geralmente cadernos de capa dura com fôlhas costuradas; podem ser usados cadernos comuns, desde que resistam a um manuseio permanente. Na escôlha do livro de autópsias são importantes: capa resistente; fôlhas costuradas; tamanho suficiente para conter confortàvelmente todos os dados, mas não grande demais, para não dificultar o transporte e manuseio no campo. Cadernos de aproximadamente 16 x 23 cm são muito bons.

O número de fôlhas deve ser 100 ou um múltiplo de 100. Como cada fôlha tem seu número individual, que representa o da autópsia, a centena facilita o contrôle e o arquivamento posterior do livro.

A primeira coisa que se faz com um livro de autópsias é numerar tôdas as fôlhas; tendo-se por exemplo 3 livros de 200 fôlhas, o primeiro será marcado de 1 a 200, o segundo de 201 a 400 e assim por diante. Ao serem numeradas as fôlhas, os mesmos números são carimbados em etiquêtas de cadarço (2.4.7).

As etiquêtas são destacadas à medida das necessidades, devendo-se ter muito cuidado na etiquetagem do hospedeiro.

13.2.2. Ferros. As ferramentas mais necessárias ao trabalho de coleta de helmintos, são: uma tesoura grande e forte, de ponta reta e fina; uma tesoura pequena de ponta fina; dois bisturis de larguras diferentes; uma pinça de ponta romba e

duas de ponta fina, tôdas com a face interna da ponta serrilhada; dois pincéis pequenos, porém de tamanhos diferentes e com os pêlos escuros (13.3); pipetas simples de uns 7 mm de diâmetro e de 15 cm de comprimento, no máximo; estiletes de várias espessuras e com a ponta dobrada.

Êsses estiletes são fàcilmente fabricados: lança-se mão de alfinêtes entomológicos, que são longos, flexíveis e existem em tipos de grossura diversa; corta-se a cabeça e insere-se essa mesma extremidade em um pequeno cabo de madeira; curva-se a ponta livre com o alicate até a inclinação desejada (fig. 13.2).

Prepara-se um jôgo completo dêsses estiletes, com boa variedade de espessura e forma. Convém ter-se, também, dois estiletes metálicos fortes, não flexíveis, de ponta reta.

13.2.3. Solução fisiológica. A substância química indispensável na coleta de helmintos é o cloreto de sódio para análise (NaCl p.a.). O cloreto de sódio p.a. é um "sal de cozinha" purificado em que a já pequena quantidade de outras substâncias (como potássio, cálcio, magnésio, bromo e iôdo) é reduzida ao mínimo. Com o cloreto de sódio p.a. prepara-se a solução fisiológica, na qual são mergulhados os helmintos que vão sendo retirados do organismo do hospedeiro. Para helmintos de vertebrados usa-se cloreto de sódio a 8 por mil em água destilada (8 gramas por litro). Para os helmintos de invertebrados usa-se uma solução fisiológica mais concentrada, ou seja, a 16 por mil.

Prepara-se no máximo um litro de cada solução e conserva-se em vidros (podem ser claros) devidamente rotulados, de gargalo estreito. A rôlha pode ser de vidro, plástico ou cortiça. Como são soluções de preparo fácil e comumente empregadas em pequenas quantidades, não é interessante preparar estoques muito grandes, porque com o tempo sempre há evaporação e formação de precipitados devidos a impurezas.

A finalidade da solução fisológica é conservar os helmintos vivos até o momento de serem fixados; podem assim manter-se vivos por horas. Por outro lado, os animais não se contorcem muito, nem iniciam a postura, ambas coisas inconvenientes. No caso das "solitárias" muito compridas não se deve prolongar muito a estadia, porque invariàvelmente acabam dando nós ao longo do "corpo", nós êsses que não se desmancham mais e que pràticamente inutilizam o helminto para estudos posteriores.

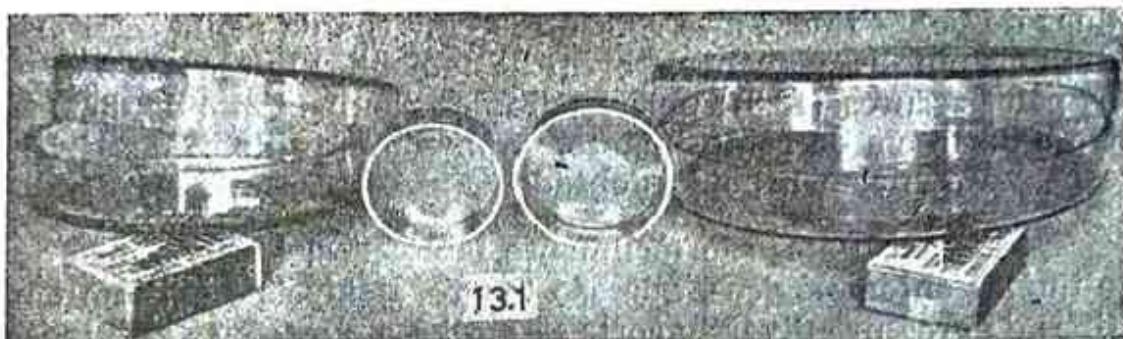



Fig. 13.1 : Placas de Petri.

13.2.4. Vidraria. Usam-se placas de Petri de vários tamanhos (fig. 13. 1) para manter os helmintos mergulhados em solução fisiológica. Pode-se usar vidros de relógio, mas as placas têm a vantagem de possuirem fundo plano, que oferece maior superfície para dispersão do material e maior estabilidade. O vidro transparente das placas facilita ainda a localização de helmintos pequenos, os de côr branca ou translúcidos sôbre fundo escuro, os avermelhados sôbre fundo branco.

13.3. AUTÓPSIA

O animal a ser autopsiado deve chegar às mãos do técnico ainda vivo ou, caso morto, ainda morno. Cessada a oxigenação dos diversos órgãos em que se encontram os helmintos, êsses morrem "naturalmente". No caso das solitárias, trematóides e acantocéfalos isto não serve, porque animais que já chegam mortos não podem ser convenientemente comprimidos. Para os helmintos em geral é inconveniente por entrarem em decomposição ràpidamente. Além disso, sentindo o princípio da asfixia, os parasitos freqüentemente migram para outros órgãos, resultando distribuições que não correspondem à realidade.

O primeiro passo a ser dado na coleta é o seu registro no livro de autópsias.

A data costuma ser lançada na margem esquerda da fôlha, logo abaixo do número da autópsia. Em seguida, o nome comum do hospedeiro, sua procedência e o nome da pessoa que o coletou. A pessoa que realiza a autópsia lança seu nome no canto inferior direito da página. Quando o hospedeiro é determinado, seu nome científico é lançado na linha seguinte, seguido pelo nome da pessoa responsável pela determinação. Termi-

nada a autópsia, prende-se ao hospedeiro a etiquêta de cadarço que leva o número carimbado referente à página na qual a autópsia foi registrada; êsse número é conhecido por "número da autópsia".

13.3.1. Helmintos de vertebrados. No caso dos vertebrados taxidermizados, como mamíferos e aves, logo que completado êsse serviço, examina-se atentamente as regiões subcutânea, intermuscular e as cavidades serosas, à procura de nematóides e larvas de cestóides. Estas últimas e algumas larvas de nematóides são fàcilmente vistas, mas existem os nematóides da família Filariidae que são longos e muito delgados, parecendo um fio de linha, e exigem muita atenção. Examinada a região subcutânea, a atenção deve ser voltada para a cavidade da órbita, que pode abrigar nematóides; as narinas, linguatulídeos; e a bôca trematóides e nematóides. No tecido muscular podem ser encontradas larvas de cestóides e de nematóides, geralmente enquistadas.

Quando se trata de mamíferos, destaca-se cuidadosamente a cabeça, para que seja serrada longitudinalmente ao meio com uma serra fina. Essa divisão longitudinal não estraga o esqueleto para estudos posteriores e permite um exame das cavidades nasais, onde podem ser encontrados nematóides muito finos e trematóides.

O passo seguinte consiste em retirar cuidadosamente os órgãos internos, sem lesá-los e sem destruir o esqueleto. Para isso dá-se um corte longitudinal nos músculos ventrais, de um ponto um pouco acima da abertura anal ou cloacal até um pouco abaixo da ponta do esterno; caso a cabeça do animal não tenha sido afastada prèviamente, é preciso cortar o esôfago e a traquéia à altura da base da lingua, o que é fàcilmente feito com uma tesoura grande.

Afastando-se os músculos ventrais, corta-se o diafragma, sem tocar no esôfago, que o atravessa. Em seguida, puxa-se para baixo a traquéia e o esôfago, conjuntamente, libertando-os das inserções. Isto feito, as vísceras são retiradas do corpo em conjunto, finalizando-se a operação com o destaque do intestino, bem próximo ao ânus ou cloaca. Antes de se pôr de lado a carcaça do hospedeiro, examina-se a cavidade geral, agora sem as vísceras; podem ser encontrados em suas paredes e no sangue que se acumula no fundo, nematóides brancos e fininhos.

Passa-se então ao exame dos órgãos, separando-os cuidadosamente. Caso sejam pequenos cada um é pôsto em uma placa de Petri com um pouco de solução fisiológica a 8 por mil, para impedir o ressecamento.

Assim ter-se-ão separados: pulmões, com laringe e traquéia; esôfago; estômago; intestino delgado; intestino grosso; ceco; reto; fígado; baço; pâncreas; coração; bexiga urinária; rins (procurar identificar o direito e o esquerdo), etc. Durante essa operação examina-se o tecido conjuntivo entre as vísceras, onde pode haver nematóides. Cada órgão é examinado separadamente, se necessário com auxílio de uma lupa. O esôfago é aberto longitudinalmente; pode abrigar nematóides e trematóides. O mesmo se faz com o laringe, traquéia e pulmões (brônquios) que podem conter linguatulídeos, nematóides e trematóides. Caso o estômago apresente subdivisões, seus parasitos (trematóides e nematóides) devem ser colecionados separadamente.

O intestino é aberto longitudinalmente com tesoura e os parasitos retirados durante o progresso do corte; caso não se esteja trabalhando sob a lupa, convém raspar o muco para um exame posterior mais acurado. O intestino delgado costuma oferecer maior variedade de parasitos: nematóides, trematóides, acantocéfalos e solitárias. Convém sempre anotar a porção do intestino em que cada verme foi encontrado. O ceco costuma abrigar nematóides, raramente trematóides, e o intestino grosso nematóides e trematóides, raramente acantocéfalos e cestóides.

Ao examinar-se o fígado, separa-se cuidadosamente a vesícula biliar; no seu interior podem ser encontrados trematóides e larvas de nematóides. No tecido próprio do fígado podem existir larvas enquistadas de cestóides, de nematóides e de acantocéfalos.

Os nematóides delgados são recolhidos com os estiletes de ponta em gancho; os maiores são coletados delicadamente com uma pinça. Os trematóides, solitárias e acantocéfalos são catados com um pincel. A grossura dêste depende do tamanho do parasito: para os pequenos, um pincel de poucos pêlos, pois do contrário é fácil perdê-los no emaranhado. Como explicamos na secção 13.2, os pêlos dos pincéis devem ser escuros, porque os parasitos costumam ser brancos ou esbranquiçados, e se destacam melhor sôbre pêlos escuros.

Cada placa de Petri deve conter apenas os parasitos de

determinado órgão. Para cada órgão podem ser separados os nematóides e Platyhelminthes; como os processos de fixação são diferentes, os parasitos são colocados em placas separadas, tôdas levando um rótulo indicando o órgão.

O rótulo do material recém-coletado resume-se a uma pequena tira de papel de cêrca de 25 x 7 mm na qual se escreve a lápis (fig. 13.4).

Êste rótulo de autópsia informa que o material foi coletado pelo Departamento de Zoologia, a autópsia sendo a de n.º 1 e o órgão parasitado estando registrado sob a letra a, b, c, d, e, ou f. O uso de uma sigla para a instituição facilita a identificação rápida da origem do material. Costuma existir intercâmbio de material entre instituições, e é importante verificar fàcilmente quem coletou. Como muitas instituições que coletam helmintos usam o sistema de numerar as autópsias, a falta de sigla criaria muita confusão em caso de material doado ou permutado, pois o rótulo de autópsia sempre acompanha o material conservado em líquido.

Um rótulo pequeno oferece a vantagem de reduzir a possibilidade de perda de material microscópico, que ficaria mais fàcilmente grudado em rótulos grandes, especialmente dobrados.

O rótulo deve ser escrito a lápis porque é conservado junto com o material em formol acético, ao contrário do rótulo de coleção, que é carimbado. A tirinha de papel com o número de autópsia é jogada na placa de Petri onde se encontra o material ainda vivo; para onde quer que êsse material seja transferido, o número de autópsia deve acompanhá-lo.

Em caso de autópsia de resultado negativo, isto é, se o hospedeiro não apresentou parasito algum, a página de registro dessa autópsia leva a anotação "Nada". O registro de autópsias negativas é muito importante para trabalhos estatísticos.

Como já foi dito anteriormente, cada registro de autópsia ocupa uma fôlha do livro; o verso da página é reservado para o helmintologista, que nela lançará a determinação dos helmintos.

13.3.2. Nota sôbre peixes, répteis e anfíbios. As autópsias de peixes, répteis e anfíbios são mais simples que as de mamíferos e aves, resumindo-se ao simples exame dos órgãos.

Os peixes podem apresentar polistomatas (também cha-

mados trematóides monogêneos) localizados nas guelras. Nem sempre é fácil tirá-los com um pincel; usa-se então mergulhar a cabeça do peixe em água ligeiramente acidulada com ácido clorídrico. Os parasitos soltam-se imediatamente, porém devem ser fixados logo em seguida, ou então transferidos para uma solução aproximadamente neutra (água), ou ligeiramente alcalina (solução fisiológica a 8 por mil).

13.3.3. Helmintos de invertebrados. O processo de coleta é o mesmo, examinando-se os órgãos separadamente, inclusive a cavidade geral. A única diferença consiste na solução fisiológica (a 16 por mil) em que são mergulhados os parasitos após retirados do hospedeiro.

Para serem autopsiados, os invertebrados costumam ser anestesiados com clorofórmio ou com éter, para que a musculatura se relaxe e permita a abertura do corpo sem lesão do exoesqueleto.

No caso de diplópodos (gongolos, piolhos-de-cobra) e quilópodos (lacraias), afasta-se ligeiramente, com uma pinça fina, e procurando não destacar por completo, os 2 ou 3 últimos segmentos; com a mesma pinça, vai-se puxando lentamente o tubo digestivo, que se rompe por si à altura da transição entre o intestino médio e o posterior (fig. 13.3).

Depois de destacado o intestino posterior da abertura anal e retirado o abundante tecido conjuntivo que o envolve, joga-se o hospedeiro no álcool a 70%, juntamente com a etiquêta de pano que leva o número da autópsia. O intestino posterior e o tecido conjuntivo são colocados separadamente em placas de Petri, com um pouco de solução fisiológica a 16 por mil. Sob uma lupa, com iluminação por transparência, vai-se dilacerando o intestino com dois estiletes de ponta oblíqua. Os nematóides espalham-se na solução, tomando tôda a placa; depois de afastados os parasitos, os restos do intestino são eliminados. Coloca-se na placa a tirinha de papel com o número da autópsia.

A placa que contém a massa branca de tecido conjuntivo também é levada à lupa para procura de larvas de acantocéfalos (acantelas).

O intestino médio costuma apresentar apenas protozoários; para retirar essa porção do corpo do hospedeiro é preciso, além do destaque dos últimos segmentos, outra separação entre o primeiro e o segundo têrço do corpo.

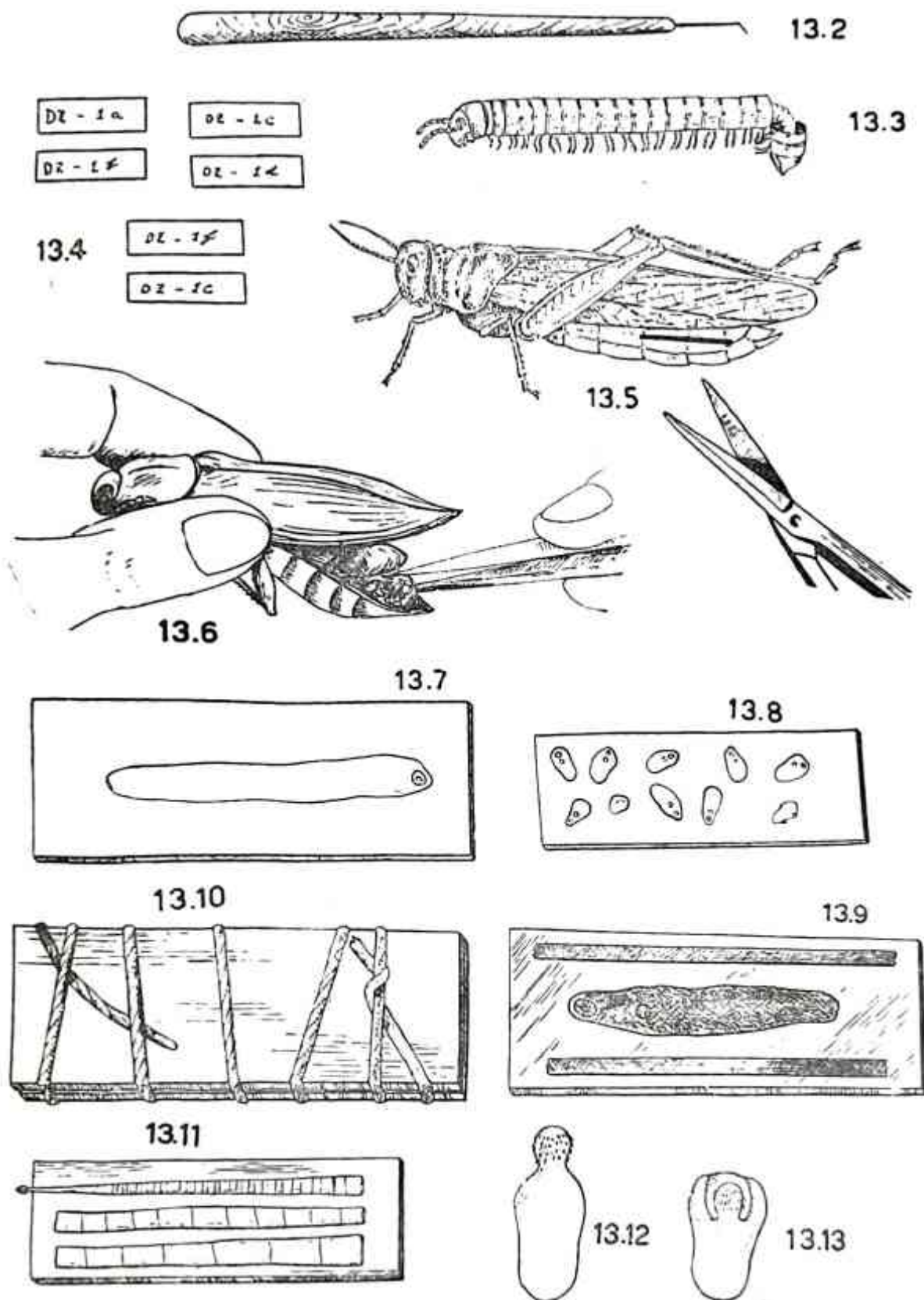



Fig. 13.2: estilêtes; fig. 13.3: dissecção de diplopodo; fig. 13.4: rótulos; fig. 13.5 : dissecção de ortóptero; fig. 13.6 : dissecção de coleóptero; figs. 13.7 e 13.8 : trematóides em lâmina; fig. 13.9: lâmina com calço; fig. 13.10: lâminas amarradas; fig. 13.11 : cabeça de solitária; figs. 13.12 e 13.13 : compressão de acantocéfalos

No caso de ortópteros (gafanhotos, grilos, etc.) e baratas, depois de anestesiados, dá-se um pequeno corte lateral na extremidade posterior do abdômen, tomando o cuidado de não chegar muito próximo à região anal, onde se localiza a genitália (fig. 13.5).

Uma ligeira compressão no corpo faz com que as vísceras saltem fora. Como nos diplópodos e quilópodos, são examinados o intestino posterior e o tecido conjuntivo. Retiradas as vísceras, faz-se uma ligeira limpeza no local do corte e em seguida o hospedeiro é espetado (ver 8.9.2) junto com o rótulo que leva o número de autópsia. Na cavidade geral dos ortópteros pode haver gordiáceos, que costumam ocupar todo espaço disponível.

No caso de besouros, depois de anestesiados, abaixa-se a região abdominal com uma pinça de ponta fina (fig. 13.6). Afastadas as asas membranosas, continua-se mantendo o abdômen afastado dos élitros e, com uma tesoura pequena, de ponta fina, corta-se um semi-círculo na face dorsal do abdômen e ergue-se essa "tampa" para retirar as vísceras. Retira-se o intestino posterior, o intestino médio e o tecido conjuntivo que os envolve; tôdas essas partes podem conter nematóides. Logo que as vísceras forem retiradas e colocadas separadamente em placas de Petri contendo solução fisiológica a 16 por mil, volta-se a "tampa" para o seu lugar com auxílio da pinça, dobram-se as asas membranosas, que por si se ajeitam sob os élitros, e solta-se o abdômen, que também se vai encaixar sob os élitros; êsse último encaixe às vêzes necessita ser ajudado, para deixar o besouro com aspecto perfeito. Em seguida o inseto é espetado (ver 8.9.2), juntamente com o rótulo que leva o número da autópsia. O exame das vísceras dos besouros dá-se do mesmo modo como o dos diplópodos e das baratas.

Os moluscos representam um dos grupos mais importantes de hospedeiros intermediários de helmintos. Para anestesiá-los e retirá-los da concha, vide o capítulo 11. Depois de retirados da concha, examinam-se os órgãos sob a lupa. Nêles se encontram mais freqüentemente larvas de nematóides e trematóides, que passarão, devidamente rotuladas, para as placas de Petri com solução fisiológica, para serem fixadas.

13.4. FIXAÇÃO DE HELMINTOS

Na fixação procura-se também matar os helmintos na posição em que se deseja permaneçam para estudo. Helmintos mal fixados são difíceis, ou mesmo impossíveis de estudar.

13.4.1. Material. O fixador e conservador de escolha é o formol acético, cuja fórmula é, por volume:

Formol	1 parte
Ácido acético glacial	1 parte
Água destilada	8 partes

Pode ser guardado em frasco claro, com tampa de vidro ou de plástico.

A função do formol é bem fixar e conservar o material. O ácido acético evita a criação de fungos e, impregnando o helminto, prepara-o para melhor receber o corante, que costuma ser de base ácida. O uso de álcool para conservar helmintos é contraindicado para regiões de clima quente, pois a evaporação é muito rápida e, além disso, êle absorve água da atmosfera, possibilitando a maceração e o crescimento de fungos.

O formol acético é aquecido em um cadinho de porcelana, com cabo. Êste é, às vêzes, substituído por um béquer ou tubo de ensaio de vidro "pyrex", que têm o inconveniente de não possuir cabo e assim dificultar o manuseio com líquido quente. Não se deve usar recipientes metálicos: com o aquecimento do formol acético o ácido ataca o metal, formando sais que, depois de algum tempo, escurecem de tal maneira os helmintos que êstes ficam pràticamente inutilizados para estudos.

Para fixação, deve-se ter pares de lâminas de vidro de vários tamanhos, desde lâminas de microscopia até placas de 30 x 9 cm e 3 mm de espessura. Essas lâminas devem ser de vidro liso e fôsco (uma das faces áspera). Convém ter também algumas lamínulas.

13.4.2. Nematóides e gordiáceos. Aquece-se o formol acético no cadinho até a formação de bôlhas. Despeja-se o formol acético quente, de uma vez, na placa de Petri que contém os nematóides vivos. Êstes deverão morrer com o corpo esticado. Quando o formol acético não está suficientemente quente, os helmintos se contorcem muito e não esticam o corpo; é esta

a razão por que se usa a menor quantidade possível de solução fisiológica na placa com os parasitos vivos. Por outro lado, se o líquido estiver quente demais, a distensão é tão violenta que pode haver ruptura de órgãos internos.

13.4.3. Trematóides. Os trematóides são retirados da solução fisiológica em que se encontram com auxílio de pincéis e espalhados sôbre a face áspera de uma das lâminas de vidro (fig. 13.8), junto com o respectivo rótulo. Sôbre essa lâmina coloca-se cuidadosamente uma outra do mesmo tamanho, com a face áspera voltada para dentro, isto é, tocando os parasitos. As faces ásperas impedem que o material escorregue para fora das lâminas. Quando o material fôr mais delicado e requerer o uso de lâminas para microscopia, cujas faces são lisas, a lâmina que suporta os parasitos leva duas tiras de papel nos bordos, para impedir a fuga do material (fig. 13.9).

Em seguida as duas lâminas são amarradas com barbante, variando a compressão com a resistência do material, que não deve sofrer qualquer ruptura. O barbante é enrolado de tal maneira que sua retirada se torne fácil e rápida (fig. 13.10).

Às vêzes o material é delicado demais para sofrer compressão com o barbante. Nêsse caso basta pôr um pequeno pêso sôbre a lâmina superior.

As lâminas com os trematóides comprimidos são colocadas em placas de Petri e cobertas com formol acético frio, permanecendo pelo menos 30 minutos, após o que desamarram-se as lâminas e soltam-se os exemplares com um pincel.

13.4.4. Solitárias e acantocéfalos. O andamento é o mesmo dos trematóides. Existe apenas uma pequena diferença na disposição das solitárias grandes sôbre a lâmina. Como a "cabeça" tem grande importância para a identificação, muitas vêzes havendo necessidade de ser estudada em posição frontal, não convém que seja comprimida. Assim, é deixada fora da lâmina, como mostra a figura 13.11. Se o corpo fôr tão longo que não caiba na lâmina, pode ser partido em vários pedaços e montado em maior número de lâminas, que devem ficar juntas e acompanhadas pelo rótulo de autópsia.

Os acantocéfalos exigem cuidado especial apenas para ficarem com a tromba extrovertida, o que se consegue por meio da própria compressão (figs. 13.12 e 13.13).

13.5. CONSERVAÇÃO DE HELMINTOS

Depois de fixado, o material passa para frascos de vidro, que devem ser tampados com rôlha de cortiça, de plástico, ou de vidro (fig. 13.15). Nunca se deve usar algodão, porque o material, muito pequeno e geralmente branco ou incolor, fica prêso nas fibras e não é encontrado. O material deve tomar, no máximo, 1/3 do volume do frasco, para não haver insuficiência de formol. As rôlhas de cortiça não devem entrar em contato com a solução; do contrário o formol acético e o material ficarão amarelados. Ao se enfrascar os helmintos, não esquecer de colocar dentro do frasco o rótulo de papel que leva o número da autópsia.

Os frascos menores, de fundo redondo, são colocados dentro de outros maiores, de fundo plano, forrado com uma camada de algodão. Para diminuir a evaporação, enche-se de 1/4 a 1/3 do frasco grande com formol a 10% (fig. 13.14).

No campo, os tubos são simplesmente embalados para enfrentar a viagem (17.2.5).

13.6. PREPARO DE SOLUÇÕES NO CAMPO

A coleta de helmintos no campo sofre algumas adaptações no que se refere às drogas. Não há razão para transportar as soluções fisiológicas e o formol acético já preparados, pois isso implicaria em carregar grande volume de água. Por isso preparam-se essas soluções com água da região, desde que límpida.

Assim, basta levar o cloreto de sódio p.a. prèviamente pesado e embalado em pequenos frascos ou envelopes contendo 8 e 16 g dêsse sal, que será diluído na hora em que fôr necessário. O mesmo se faz com o formol acético: em frascos menores leva-se a mistura de 100 centímetros cúbicos de formol com 100 centímetros cúbicos de ácido acético glacial. No momento de usar, completa-se o volume com água local. Não se devem esquecer dois frascos vazios de 1 litro e um pequeno funil.

Todo o material coletado nessas condições deverá sofrer uma troca da solução conservadora, quando chegar ao laboratório.

Fig. 13.14 : armazenamento de tubinhos com helmintos; fig. 13.15: frasco de helmintos conservados em formol.

13.7. PROCESSOS DE EMERGÊNCIA

Os diversos processos que acabamos de descrever são os usados por especialistas. Todavia, acontece freqüentemente esbarrar-se com helmintos sem que se esteja munido de material adequado para sua coleta e fixação.

O material encontrado assim ao acaso deve ser fixado a quente, como indica a técnica, podendo o formol acético ser substituído por formol a 10% ou por água mesmo. No caso de

se usar água, os helmintos devem ser transferidos para álcool a 70% ou para formol a 10% logo depois de fixados.

Se não existirem condições para comprimir as solitárias, os trematóides e os acantocéfalos, êstes podem ser fixados simplesmente como os nematóides. No caso de solitárias e de acantocéfalos pequenos, a compressão poderá ser posteriormente forçada no laboratório. Como os trematóides tendem a se enrolar quando fixados sem compressão, a sua coleta, nessas condições, é desinteressante para o pesquisador.

O material coletado deve vir acompanhado de rótulo com o nome do hospedeiro, órgão parasitado, nome do coletor e data. Também deve haver uma indicação do número que levou o hospedeiro e da coleção a que pertencerá, a fim de se obter uma determinação posterior mais precisa. Caso possível, êsses dados devem ser registrados na caderneta de campo, o material levando também o número referente à anotação.

Apesar de não ser um processo ideal, os gordiáceos que costumam ser encontrados em poças dágua podem ser jogados diretamente num frasco contendo álcool a 70%.

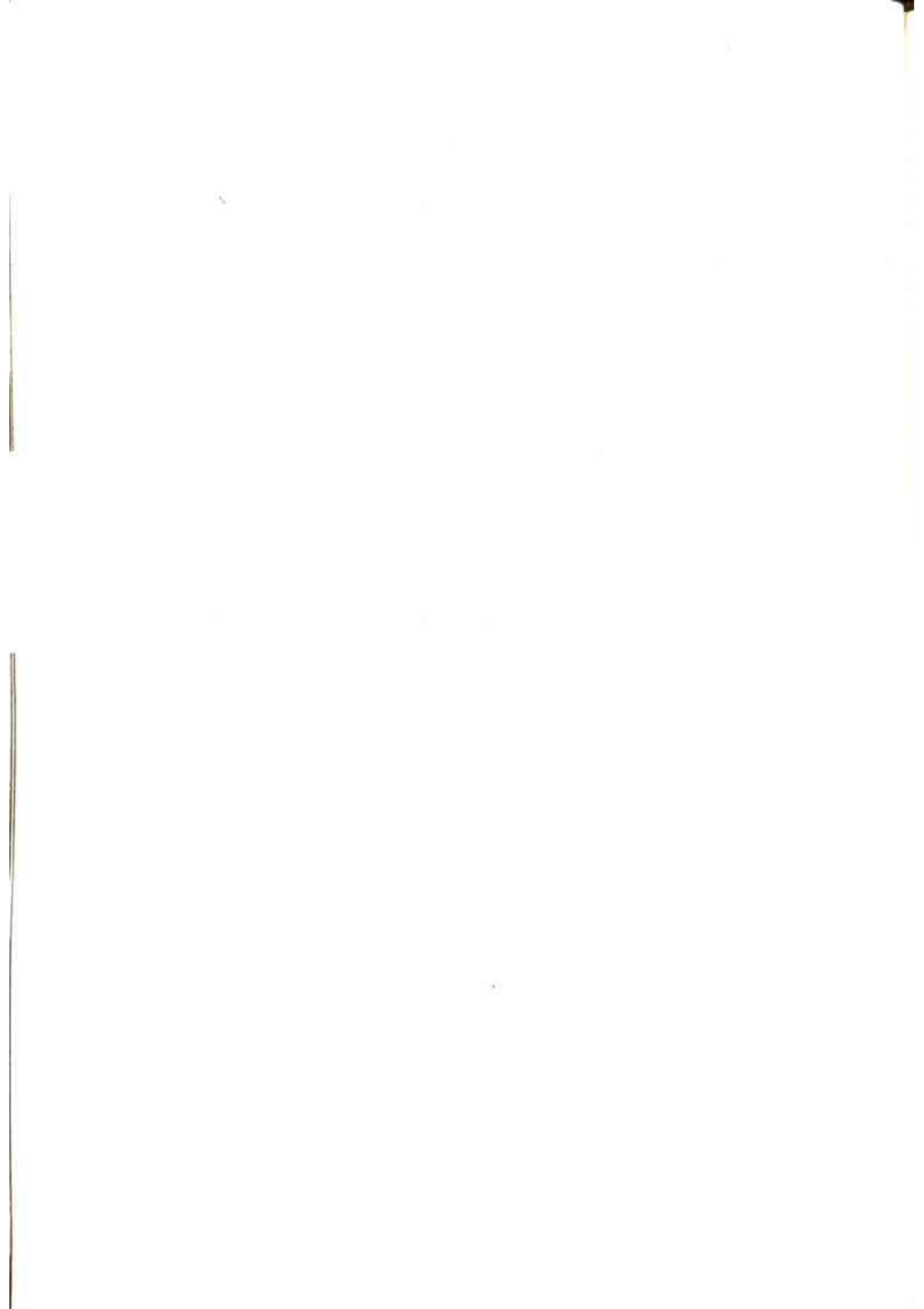
13.8. ÁCAROS NASÍCOLAS DE AVES

Nas cavidades nasais e paranasais das aves são encontrados ácaros de um grupo especial. Podem ser obtidos durante a autópsia (13.3), preferìvelmente sob lupa ou lente forte.

Se não se quiser abrir o crânio, fazem-se lavagens das cavidades (fechando primeiro a traquéia com uma laçada de cordonê), usando uma seringa com agulha de comprimento adequado ou tubinho de borracha.

A fixação e conservação são feitas em álcool a 70%.

13.9. CRUSTÁCEOS PARASITOS DE PEIXES

Na bôca e nas guelras de peixes encontram-se crustáceos parasitos, entre os quais a famosa "cigarra" do peixe do mesmo nome. São retirados do peixe vivo ou ainda fresco, fixados em formol a 10% e conservados em álcool a 70%.

14. PEQUENOS GRUPOS VARIADOS

Nas páginas anteriores organizamos a exposição de acôrdo com um critério predominantemente sistemático, com alguma mistura apenas no caso dos parasitos. Aqui apresentamos dados sôbre grupos que não merecem um capítulo à parte, mas nem por isso devem ser omitidos.

14.1. PERÍPATOS

São encontrados em fendas de barrancos, sob pedras ou no meio do folhiço. Devem ser fixados e conservados em formol a 5%.

14.2. MIRIÁPODOS

Incluem as centopéias ou lacráias (quilópodos) e os emboás, gongolos ou piolhos-de-cobra (diplópodos). Todos são animais terrestres e alguns raros são encontrados na zona das marés.

As lacraias são carnívoras, predadoras, possuem um corpo ligeiramente deprimido, um par anterior de apêndices inoculadores de veneno, um par de pernas em cada anel e se movem com relativa ligeireza. Os piolhos-de-cobra são vegetarianos, possuem um corpo arredondado, dois pares de pernas em cada segmento e se movem lentamente (figs. 14.1 a 14.3).

14. 2. 1. Coleta e fixação. Tanto os quilópodos quanto os diplópodos são encontrados em baixo de coisas: fôlhas sêcas, pedras, troncos podres, pilhas de lenha, tijolos, telhas, etc. Os quilópodos ocorrem às vêzes em lugares áridos, mas os diplópodos precisam sempre de umidade; por exemplo, são encontrados vagueando em noites chuvosas, ou refugiados dentro de gravatás (bromélias) que contêm água (15.5).

Na captura das lacraias o colecionador deve tomar certas

precauções, para evitar acidentes por envenenamento. Assim sendo, deve remover paus podres, pedras, amontoados de fôlhas, com a ponta de um graveto ou mesmo com a ponta da faca. Localizado o animal, deve-se pegá-lo delicadamente com uma pinça longa ou, na falta desta, empurrá-lo com um graveto para dentro de um tubo.

Na captura dos piolhos-de-cobra tais cuidados não são

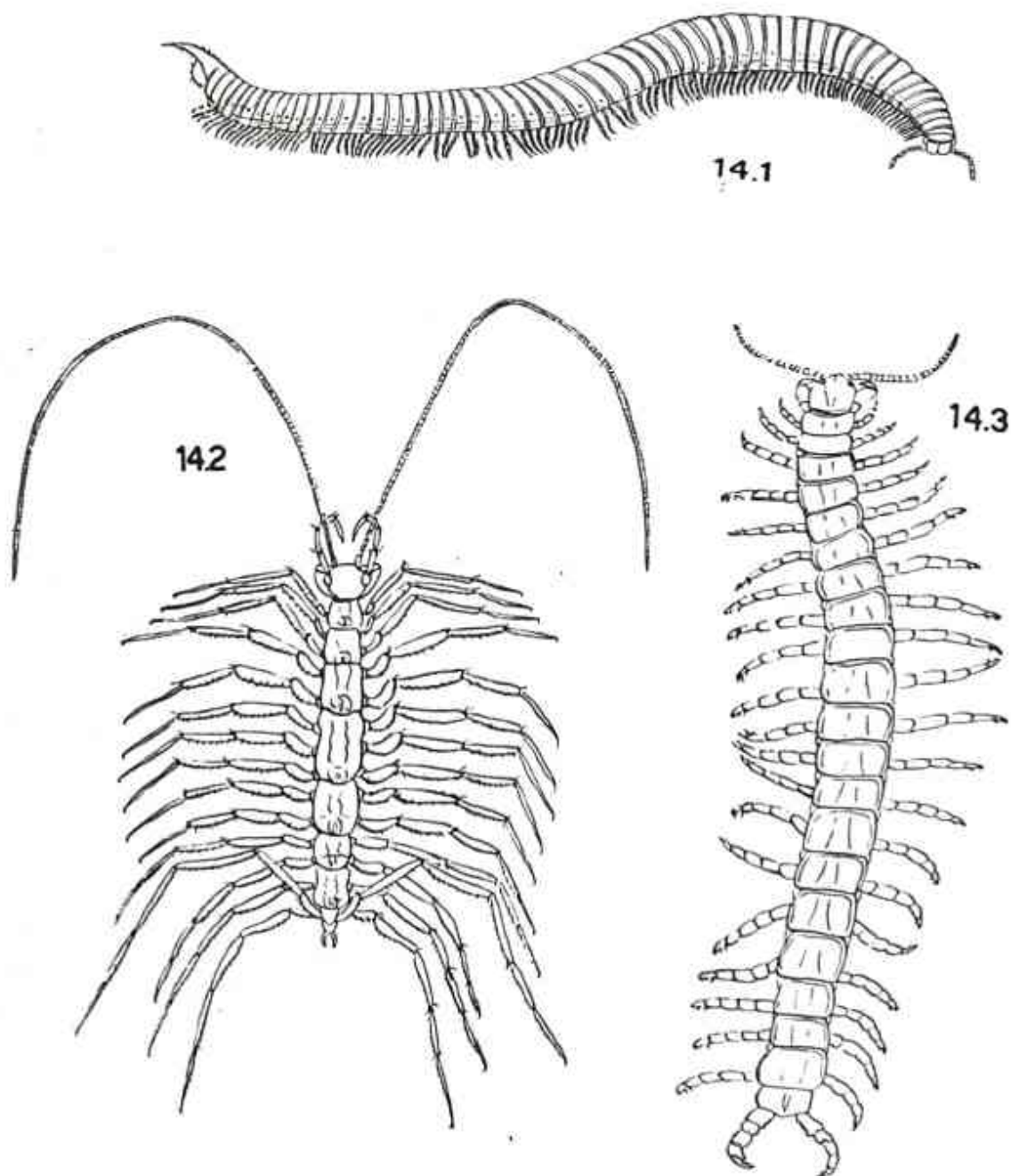



Fig. 14.1: Diplopoda; fig. 14.2: Symphyla; fig. 14.3: Chilopoda.

necessários, pois não são venenosos; podem ser apanhados mesmo com a mão. Algumas espécies, como defesa, expelem uma substância mal cheirosa, que nenhum mal ocasiona. Há vantagem porém, em apanhá-los com pinça, para evitar a entrada de terra no fixador e para não ficar com mau cheiro nos dedos.

Tanto quilópodos como diplópodos devem ser lançados diretamente em álcool a 70%. No caso de diplópodos, se o álcool se mostrar tingido, deve ser trocado.

14.2.2. Acondicionamento. O transporte dos animais mortos deve ser feito preferencialmente em frascos de plástico ou em vidros. Se forem pequenos podem ser colocados em tubos de vidro, com líquido conservador, tampados com um chumaço de algodão, ou mesmo com uma bolota de papel higiênico. Os tubos pequenos podem ser colocados, para evitar quebra e perda, dentro de vidros maiores, também cheios do líquido conservador; se os vidros ficarem soltos dentro do recipiente maior, deve-se acabar de enchê-lo com pano ou papel.

14.2.3. Manutenção e transporte de animais vivos. Freqüentemente é necessário trazer os animais vivos para o laboratório. Pequenos terrários individuais podem ser fàcilmente improvisados: vidros de bôca larga ou latas pequenas, com terra úmida e um pouco de folhiço, para manter a umidade e fornecer abrigo. A bôca deve ser fechada com pano, prêso por elástico. Os diplópodos comem fôlhas e frutas tenras. Os quilópodos aceitam prêsas (insetos) de tamanho adequado (de môsca a barata).

14.3. PLANÁRIAS TERRESTRES

Vivem sôbre a vegetação, na terra sob troncos podres, em tocos cortados de bananeiras, túneis de insetos, etc. Coletam-se manualmente. A terra que adere ao seu muco é lavada com água.

São mortas com água quente: coloca-se o animal em um tubo de ensaio com água e aquece-se lentamente com lâmpada de álcool. São fixadas e conservadas em álcool a 70%. São colocadas sôbre um lâmina de vidro, seguras por dois pedaços de cordonê. As lâminas são postas em vidros de álcool, contendo uma camada de algodão no fundo.

14.4. MINHOCAS

No geral são lançadas diretamente no álcool a 70%. No entanto, o formol a 5% é melhor. Devem ser transportadas em vidros com o fixador ou com álcool a 70%.

15. AMBIENTES ESPECIAIS

Existem alguns habitats restritos que abrigam faunas variadas. Assim, o coletor de um determinado grupo encontra continuamente exemplares de outros, que não pode desprezar, e que freqüentemente são a única recompensa de uma coleta cujo objetivo principal fracassou.

Consideramos aqui os seguintes: a) troncos caídos (pedras e tábuas isoladas); b) pilhas de madeiras; c) pilhas de tijolos, telhas e pedras; d) casca de árvores; e) bromélias; f) campos e várzeas recém-arados.

Uma especial vantagem dêsses ambientes é que são quase sempre ricos, mesmo em lugares densamente habitados. Devem, por isso, ser sistemàticamente pesquisados. Constituem finas oportunidades as paradas rápidas em aeroportos, postos de gasolina, portos, etc.

No que segue, vai apenas a conduta na exploração de cada um. O tratamento dos bichos será encontrado nos capítulos respectivos.

15.1. TRONCOS CAÍDOS

Troncos caídos, de qualquer tamanho e em qualquer estágio de decomposição, abrigam fauna variada, cujos elementos principais são: mamíferos (ratos e gambás), répteis, (cobras e lagartixas), anfíbios, insetos (besouros, baratas e grilos), aracnídeos (aranhas, escorpiões, opiliões, pseudo-escorpiões), miriápodos (diplópodos e quilópodos), moluscos (caramujos e lesmas), crustáceos (tatuzinhos) e planárias.

O material de coleta compreende: pinça grande e pequena; lança-perfume; vidros e tubinhos, com e sem álcool (bem limpos); tubos de captura de insetos e saquinhos de pano ou

plástico. Além disso, o facão ou uma ferramenta especial (fig. 15.1) para escavar o tronco e escarificar o solo. Para reduzir as perdas de pinças que caracterizam esta coleta, convém amarrar em cada uma um pedaço de barbante branco de uns 3 palmos.

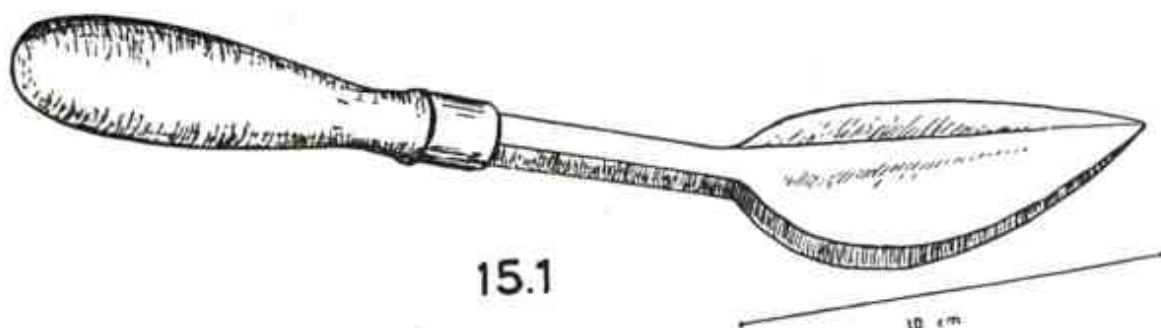



Fig. 15.1 : ferramenta para troncos.

É ideal trabalhar em dupla. Inicialmente limpa-se o terreno em tôrno. Depois, faz-se a volta ao tronco, estudando a melhor maneira de rolá-lo e verificando se não existem, à vista, cobras, aranhas, ou outros animais perigosos. Rola-se o tronco para o lado do coletor, que não tira os olhos da área que se vai descobrindo, prestando atenção em algum animal que escape (rato, cobra, lagartixa, sapinho, aranha) e marcando seu novo esconderijo.

Uma vez rolado o tronco, o primeiro cuidado é lògicamente com os bichos rápidos. Os vertebrados são apanhados com a mão ou com pinça (exceto cobras demasiado grandes para isso) e os invertebrados com pinça, se necessário depois de paralisados com o lança-perfume.

Até aqui o coletor estava de pé, curvado. Agora ajoelha-se. Apanha os invertebrados lentos (diplópodos, besouros, moluscos, tatuzinhos). Mexe com a pinça grande nos pedaços soltos de madeira, fôlhas, pedras e outros pequenos abrigos. Escarifica depois a camada de terra solta e úmida que sempre existe em baixo do tronco.

Finalmente, empreende a destruição dêste, começando pela casca (15.4) e depois rachando-o como possível.

Os invertebrados são conservados vivos (em tubos e vidros limpos ou saquinhos) ou lançados diretamente no álcool a 70%. É inevitável que o álcool se suje de terra; por isso deve ser trocado assim que possível. Bichos que larguem muco devem

ser conservados à parte ou trazidos vivos. Encontram-se freqüentemente desovas, que podem ser trazidas em vidros limpos.

Os vertebrados são trazidos vivos em saquinhos, com possível exceção dos sapinhos, que podem ser lançados em álcool a 40%. Ninhos de roedores são trazidos em saquinhos, para catação ulterior.

Êstes métodos aplicam-se também a tábuas grandes, pedras, tambores vazios, enfim, qualquer objeto estável que conserve umidade debaixo de si.

15.2. PILHAS DE MADEIRA

As pilhas de tábuas ou de lenha, especialmente se velhas, abrigam fauna semelhante à dos troncos caídos. O equipamento é portanto o mesmo. A única coisa especial é a organização do desmonte.

Cuidado sempre com animais venenosos: não se põe a mão onde não se está enxergando.

As peças são retiradas uma a uma, examinadas em busca de animais lentos, e empilhadas de novo a certa distância (consideração com o dono e reconstituição do ambiente). Os animais rápidos vão se concentrando no remanescente da pilha.

Quando restarem apenas uma ou duas camadas, é necessário redrobrar de atenção. Terminada a remoção, mexe-se a terra solta e detritos.

Convém inspecionar as pilhas de lenha também à noite.

15.3. PILHAS DE TIJOLOS, TELHAS E PEDRAS

A fauna dêsses ambientes é menos variada que a dos dois anteriores, faltando os bichos grandes. O cuidado maior deve ser com as aranhas.

No desmonte, além do reempilhamento à distância, convém deixar uma ou duas peças perto, para que os bichos que escapam ao coletor se abriguem debaixo delas, dando nova chance de captura.

15.4. DEBAIXO DE CASCAS DE ÁRVORES

Debaixo de casca semi-despegada de árvores, vivas ou mortas, vivem muitos animais. Alguns (certas aranhas, pseudo-escorpiões e insetos) são especialmente adaptados a êsse ambiente, e só aí são encontrado; outros buscam refúgio temporário ou comida.

O material de coleta é o mesmo da secção anterior, com a adição de um pincel fino e do aspirador para bichinhos pequenos.

Começa-se espiando em baixo da casca e colhendo o que estiver fácil. Se houver uma lagartixa ou um sapinho, deve ser imobilizado por uma pressão adequada sôbre a casca, e apanhados com a pinça (nunca pela cauda).

Vai-se depois arrancando a casca aos pedaços, colhendo os bichos com a pinça pequena, o pincel ou o aspirador e guardando no álcool, separando os tamanhos, se necessário.

15.5. BROMÉLIAS

Nas bromélias ou gravatás encontram-se: lagartixas, sapinhos, aranhas, escorpiões, insetos (gafanhotos, besouros, larvas), miriápodos (diplópodos e quilópodos), e crustáceos (tatuzinhos).

Elas podem estar sôbre árvores (epífitas) ou no chão (terrícolas), isoladas, ou formando moitas e até verdadeiros maciços.

As plantas devem ser destacadas uma a uma, inteiras, e sem entornar a água. No caso das epífitas basta enfiar o facão entre a bromélia e o galho em que se assenta e forçar até que se desprenda. As terrestres têm um talo que nem sempre está acessível, dependendo o destaque de paciência e facão afiado.

Muitas bromélias têm as margens das fôlhas cruelmente serrilhadas. Para segurá-las quebra-se a fôlha ao longo da nervura (é fácil), dobra-se longitudinalmente, e segura-se pela nova margem, que é inerme.

Inicialmente espia-se por cima, para ver se há algum animal visível. Depois, se fôr o caso, examina-se a água. Esta é

derramada numa bacia de esmalte ou plástico e os bichos (geralmente larvas) que nadam ou rastejam são apanhados com uma pipeta ou pincel. O coletor geral via de regra omite esta fase.

Para prosseguir, estende-se no chão um pano ou plástico branco, de cêrca de 1 m de lado, e sacode-se a bromélia invertida sôbre êle. Podem sair lagartixas, sapinhos, gafanhotos e aranhas caranguejeiras.

Deita-se depois a bromélia e decepa-se a ponta com o facão, dando um golpe só, sêco, uns 2 a 3 cm acima da ponta, de maneira a soltar apenas algumas fôlhas das mais externas. Estas são examinadas e empilhadas de lado. Vai-se repetindo a operação, até ficar só o tubo central, que merece muita atenção.

15.6. CAMPOS E VÁRZEAS RECÉM-ARADOS

Trabalhos agrícolas, especialmente em áreas usadas pela primeira vez, podem trazer à superfície uma variada fauna subterrânea, composta de répteis, anfíbios, insetos, etc., fauna essa difícil de conseguir de outro modo.

Além dêsses bichos, podem ser apanhados seus predadores, diurnos (especialmente aves) e noturnos (pequenos mamíferos).

15.7. CUPINZEIROS

Os termiteiros terrestres abrigam uma fauna abundante, variada e valiosa, além dos cupins (8.4.20).

Para obter a fauna geral, tomba-se inicialmente o cupinzeiro, por meio de alavancas. Frequentemente é necessário cavar em tôrno com o enxadão, até atingir a base do montículo.

O primeiro cuidado é sempre com os animais rápidos, que tentam escapar. Depois apanham-se os animais menores e mais lentos que se percebe por se moverem. Finalmente, o coletor se deita de bruços e procura os bichinhos pequenos, disfarçados e imóveis, usando até a lente, se tiver.

15.8. GOMOS DE TAQUARA

Taquaras grossas, perfuradas por aves ou não, abrigam

animais interessantes, dos quais já referimos os insetos (8.4.4). São encontrados, também, predadores dêstes, e anfíbios, alguns dos quais especializados ao ambiente.

15.9. TEIAS DE ARANHA

Em teias de aranhas encontram-se presos insetos e outros artrópodos, muitas vêzes ainda não comidos e perfeitamente servíveis.

16. EQUIPAMENTO GERAL

O coletor depende muitíssimo da adequação e qualidade de seus equipamento, e por isso deve encarar com o maior cuidado a escolha e a conservação. Tudo da melhor qualidade e escrupulosamente mantido.

16.1. EMBORNAL

Uma bolsa a tiracolo é imprescindível para carregar equipamento e trazer os bichos coletados. As particularidades variam de acôrdo com o tipo de trabalho e as preferências do dono, mas algumas observações são válidas em geral.

A correia de suspensão deve ser ajustável, e passar pelo ombro do lado em que se leva o embornal. Uma correia cruzando o tórax é difícil de remover numa emergência.

A bolsa deve ter vários compartimentos. Esta separação visa proteger o material mais delicado e também torna mais fácil encontrar as coisas. Arrumando-se sempre o embornal do mesmo jeito, é possível encontrar qualquer peça, sem tirar os olhos do objeto de interêsse.

16.2. FACÃO

O facão do naturalista desempenha inúmeras funções — desde abrir picadas até serviar de alavanca e de pá. Deve, por isso, ser forte e de aço de primeira. Há numerosas boas marcas nacionais, que usam aço de molas velhas de carros. O tamanho e o formato do facão são em parte matérias de preferência pessoal, mas alguns pontos devem ser considerados. Um facão que vai ser usado para escavar troncos ou quebrar cupinzeiros, deve ter o dorso espêsso e ser pouco flexível. Para uso na mata suja, o facão não deve ter mais que 14 ou 16 polegadas,

pois as lâminas longas engastalham com facilidade na cipoama. Já no cerrado, um facão de 20 ou 23 polegadas economiza dores de costas, pois permite o trabalho erecto.

O facão deve ser mântido impecàvelmente afiado. O bisel do corte deve ser curto — um corte muito fino amolga com facilidade. Especial atenção deve ser dada à curva da lâmina, que é a parte do facão com que se corta o mato.

Para afiar o facão, uma boa pedra de composição (carborundum) é suficiente. Se fôr necessário fazer ou refazer o bisel do corte, deve-se trabalhar primeiro com uma lima.

É geralmente melhor pendurar o facão a um cinto próprio e não ao que prende as calças, pois freqüentemente é necessário tirá-lo ou colocá-lo com pressa.

Há propugnadores tenazes do podão tipo "Kuhlmann". Êste (fig. 16.1) deve ser feito sob encomenda. Seu formato peculiar permite-lhe servir de bordão, facão, gancho, foice, escavadeira, etc. Seu cabo, de cêrca de 2,5 cm de grossura e 70-80 cm de comprimento, pode ser marcado de 10 em 10 cm, para servir de régua de emergência.

16.3. LANTERNAS

A lanterna de testa (3 ou 4 elementos) é indispensável na coleta noturna; deixa as mãos livres, acompanha os movi-

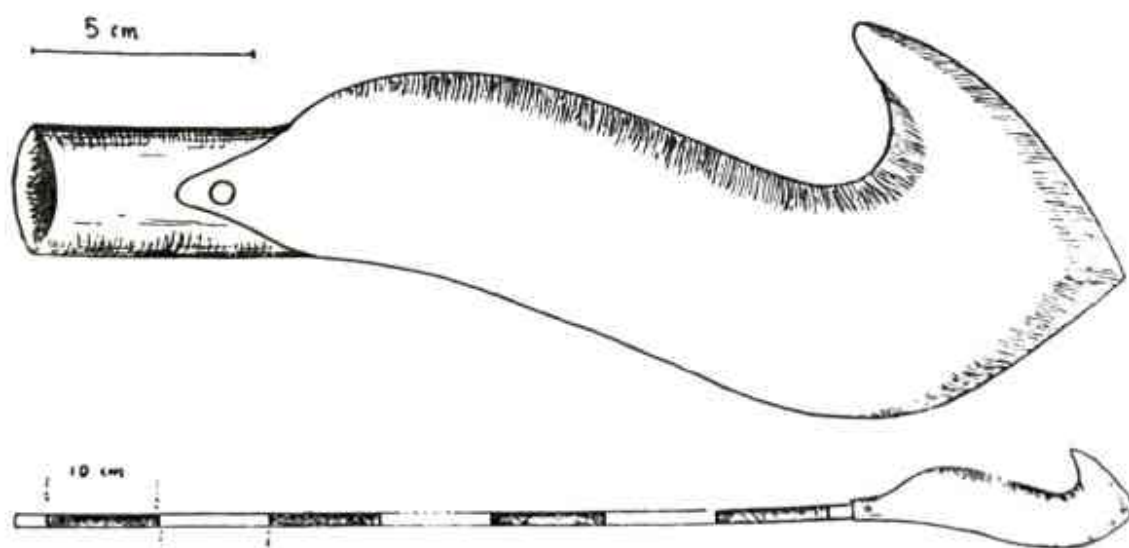



Fig. 16.1 : podão "Kuhlmann".

mentos da cabeça e a direção do olhar, e permite fazer pontaria com espingarda no escuro.

O grande problema relativo às lanternas é o alto preço e má qualidade das que se encontram na praça. Por isso, é recomendável levar uma lanterna pequena de reserva e construir em casa uma lanterna de testa, de acôrdo com as instruções abaixo, ou com o engenho de cada um.

Uma lanterna de testa consta bàsicamente das seguintes partes: um refletor, uma fonte de energia (suporte de pilhas), um pedaço de fio (fino), uma placa para apoio na testa, uma peça móvel para articulação do refletor com a placa, e um interruptor. A lanterna que se descreve a seguir (tipo "J. Luiz") foi construída (e vem sendo usada) por um biologista do Departamento de Zoologia (fig. 16.2).

O refletor foi retirado de um farol de bicicleta. A êle foi soldada uma junta de espelho retrovisor de bicicleta. A extremidade livre da peça móvel foi arrumada de maneira a articular-se com a placa de apoio. Esta foi moldada em cêra e fundida em acrílico (material de dentadura) por um dentista. Convém lembrar que a placa, qualquer que seja o material e o tipo, deve ter no mínimo duas alças ou fendas para a passagem da fita elástica que a prende à cabeça.

O suporte de pilhas (fonte de energia), que foi comprado numa casa de peças para rádio, é um cilindro ôco de plástico duro, de 25 cm de comprimento (para 4 pilhas), dotado de duas tampas plásticas rosqueadas, furadas no centro, sendo que os furos são revestidos por um anel metálico. Numa das tampas há internamente uma mola, destinada a comprimir as pilhas. Em cada orifício é introduzido (quando em uso) um pino retirado de uma válvula (queimada) de rádio, no qual foi soldada uma das extremidades do fio. Na outra extremidade uma ponta do fio vai para o soquete da lâmpada, e a outra fica prêsa em qualquer parte do refletor (desde que seja metálica).

O interruptor (de botão) foi prêso ao suporte de pilhas por meio de um pedaço de câmara de ar (de bicicleta), que, além desta função principal, tem duas outras: proteger o contacto e prender a tampa. Estas duas funções são também exercidas por outro pedaço de câmara colocado na extremidade oposta do suporte.

Ao suporte prende-se uma alça, para permitir a passagem da cinta, a que ficará pendurado.

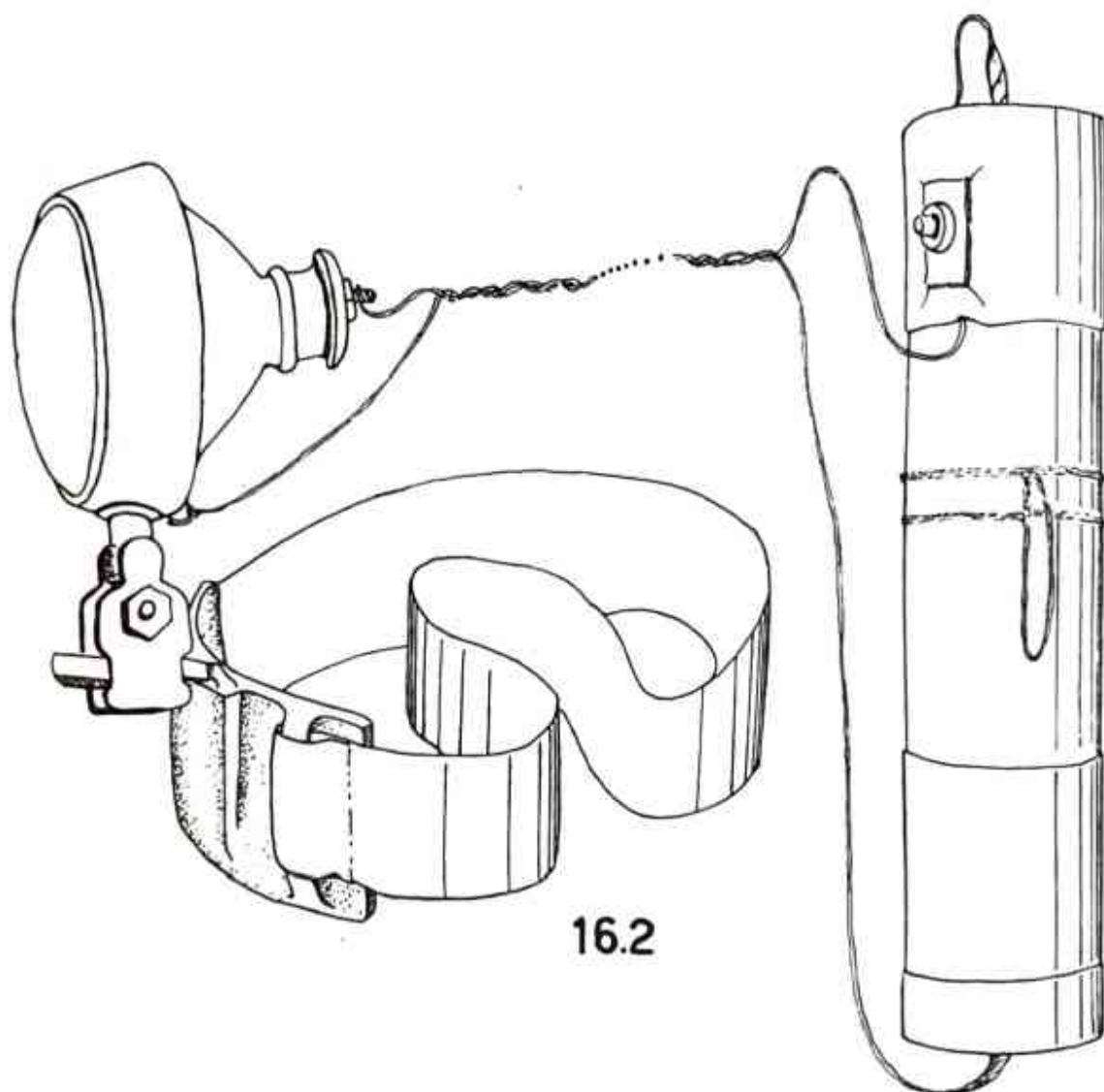



Fig. 16.2 : lanterna de testa.

O comprimento do fio deverá ser calculado para que, saindo da fonte de energia, percorra as costas, passe por cima da cabeça, e atinja o refletor.

Em certos casos (cavernas, por exemplo), uma lanterna de acetileno (carbureto) é útil, pois dá luz brilhante, branca e difusa. Seu manuseio demanda muita prática e o carbureto teme a umidade.

16.4 PILHAS

As pilhas que se encontram na praça em geral não são de boa qualidade: variam muito e sua blindagem não é de con-

fiança. Para coleta como a de anfíbios, que demanda luz de primeira, só devem ser usadas uma única vez, e isto deve ser lembrado quando se calcular o número de pilhas a levar em uma viagem.

16.5. LAMPIÕES

Os melhores lampiões para o mato são os de querozene, pois peças e combustível são fáceis de encontrar em todo o país. Os de gás são bons para quem viaje de automóvel e possa carregar os necessários botijões.

Um lampião de 300 velas e dois de 500 são suficientes para um acampamento normal. Deve-se levar estoque de tôdas as peças, pois elas encrencam fàcilmente, e cuidar de manter o querosene no escuro e de filtrá-lo na hora de usar.

Para transporte do lampião deve-se fazer uma caixa de madeira, em que êle se encaixe com justeza.

A pequena e humilde lamparina de querozene (fifó) é utilíssima para uma série de atividades noturnas, e nos fracassos do equipamento mais complicado.

16.6. ARMAS DE FOGO

16.6.1. Tipos de arma. Três tipos de arma de fogo são necessários ao coletor: a espingarda, a carabina e a garrucha (ou revólver) calibre 22.

A escolha da espingarda depende muito do tipo de caça. Há duas orientações predominantes. Alguns preferem um calibre pequeno (36), usando boa variedade de cartuchos, quanto à carga de pólvora e quanto ao tamanho do chumbo. Outros preferem uma 12 ou 16, com redutor (sobrecalibre) em um dos canos, para uso de 36. Esta segunda alternativa deve ser escolhida por quem seja capaz de atirar ao vôo; quem não seja deve preferir a 36, para não carregar pêso inútil. Uma arma de 2 canos, um chocado e um não, é superior a uma de um só cano, mas esta não deve ser desprezada.

O único calibre praticável de carabina no Brasil é o 22. Nas condições comuns de coleta pouca diferença faz que a arma seja de repetição ou de um só tiro. A bala curta ("short") é tão eficiente quanto a longa ("long rifle"), mais barata e menos perigosa.

A bala 22 é tão pequena e de aparência tão inocente que muito não se lembram de que ela é eficientíssima, e de que a cêrca de 1.000 metros ainda mata. Nunca se deve atirar de carabina na direção de casas ou mesmo em qualquer direção em que a bala, errando o alvo, possa ter um longo percurso livre.

A garrucha 22, atirando com chumbinho mostarda, é indispensável à captura de pequenos vertebrados e de grandes insetos. Um revólver do mesmo calibre também funciona bem, mas a possibilidade de tiro em repetição não compensa a sobrecarga de pêso e o custo.

16.6.2. Cuidados com as armas. A vida durante uma excursão de coleta é tão azafamada que as armas acabam sempre por receber menos trato que o desejável.

Há quem advogue a limpeza diária, mas isto nem sempre é praticável, e muitas vêzes desnecessário. Se a arma não se molhar com a chuva, nem se sujar de terra, pode ser limpa uma vez por semana. A limpeza se limita às partes externas e ao interior do cano, e é feita com um solvente de resíduos de pólvora e ferrugem (além das marcas comerciais, querosene ou óleo diesel), aplicado com uma vareta de escova, ou com um trapo, prêso à ponta de uma vareta ou de uma cordinha. Segue-se uma aplicação de graxa anti-óxido, ou óleo.

À beira mar a limpeza externa deve ser quotidiana.

A munição moderna é razoàvelmente imune à umidade, mas sempre convém guardar os cartuchos em latas bem fechadas.

16.6.3. Prevenção de acidentes. Acidentes com armas são comuns, e isto é tanto mais triste quanto a maioria é fàcilmente evitável. As seguintes regras são fundamentais:

a) Tratar tôda e qualquer arma como se estivesse carregada. Nunca apontá-la para ninguém, nunca deixá-la mal equilibrada, nunca dar ao gatilho sem necessidade.

b) Não guardar arma nenhuma carregada. Aliás, há quem prefira levar as armas descarregadas no mato, só colocando o cartucho na hora de atirar. Apenas um grande atirador tem capacidade para dar um tiro de repente e, portanto, necessidade de andar de arma pronta. O caçador comum e corrente atira em bichos parados ou que se movem lentamente: tem tempo para escolher o cartucho, carregar, chegar mais perto e então atirar

com certeza. Se a oportunidade falhar, descarrega-se a arma e guarda-se o cartucho.

c) Quem andar com a arma carregada, ou por sistema, ou durante a perseguição a um exemplar, tome cuidado para não enganchar o cão em cipós ou vergônteas e, principalmente, no atravessar cêrcas de arame farpado. Esta manobra, que é realmente perigosa, deve ser executada em duas fases: primeiro coloca-se a arma, deitada, do outro lado (nunca apoiada no moirão) depois passa-se o corpo.

d) Especial cuidado com armas "moclus", ou seja, sem cão. Estas devem estar sempre travadas, e ser manuseadas com cautela, evitando-se bater com a coronha em moirões de cêrca, troncos de árvores, etc.

e) Nunca atirar "na bulha", ou seja, sem divisar plenamente o animal visado. Ruídos no mato podem ser produzidos por outros caçadores.

f) Convém verificar tôdas as manhãs, e depois de quedas no mato, se o cano não está entupido. Um tiro contra obstrução no cano pode fazê-lo explodir, com os resultados que se imaginam.

16.7. LENTE

O coletor de invertebrados não deve omitir uma boa lente de bolso, com aumento até 12 ou 20 vêzes.

16.8. ROUPAS

As roupas para uso em coleta devem ser fortes, confortáveis e de côres sombrias.

O chapéu é indispensável, para abrigar contra o sol e a chuva e para proteger a cabeça e os olhos dentro da mata. Deve ser cinza, marron ou sujo, pois um chapéu conspícuo é das coisas que mais espantam a caça.

As camisas devem ser de mangas compridas e ter bolsos no peito. As calças devem ter as pernas largas, podendo ser removidas sem tirar prèviamente os sapatos. As melhores meias são as de algodão, de cano longo; deve-se levar muitos pares e todos em bom estado, pois o confôrto do pé é indispensável à eficiência do serviço.

O calçado deve proteger bem o pé e a canela, ser confortável e muito fácil de pôr e tirar. Botas "Comando" e sapatões de elástico são ideais. Devem ser liberal e freqüentemente tratados com óleo de peixe, que mantém o couro flexível e relativamente impermeável. Não cheira.

Em acampamento é melhor sempre bater os sapatos antes de calçá-los, pois às vêzes aranhas se refugiam nêles durante a noite.

16.9. FARMÁCIA

A farmácia do coletor deve atender às seguintes eventualidades: a) picadas de animais peçonhentos e outros; b) curativos em cortes, esfoladuras, estrepadas; c) prevenção de malária; d) disenterias; e) moléstias infecciosas.

16.9.1. Picadas de animais peçonhentos. Deve-se ter um estoque de sôro que atenda às características da região, e seringa sempre pronta para sua aplicação. Cada sôro vem òbviamente acompanhado de bula; esta deve ser lida atentamente antes da viagem e, de novo, antes de usar.

16.9.2. Picadas de abelhas e vespas. O tratamento deve levar em conta dois fatôres principais: o número de picadas e a possibilidade de a pessoa já ter sido picada anteriormente e apresentar hipersensibilidade.

Em caso de picadas simples, sofridas pela primeira vez, ou na ausência de hipersensibilidade, os cuidados podem ser mínimos. Compressas quentes geralmente resolvem o problema, se um chá de pouco caso não resolver. Podem também ser aplicadas pomadas anestésicas ou calmantes (p. ex., Nupercainal, Urtican) ou contendo corticóides (p. ex., Fortecortin, Omcilon).

Os casos de picadas múltiplas, por espécies ferozes, como a vespa cassununga e a abelha africana, podem revestir-se de muita gravidade. Os sintomas graves são principalmente urticária violenta e dificuldade respiratória, produzida por inchaço da laringe (edema da glote) — razão pela qual algumas vespas são chamadas "tapa-goela".

Êstes casos devem ser levados imediatamente ao médico. Na demora ou falta dêste, deve-se dar um anti-histamínico, como "Fenergan", bem como um preparado de hidrocortisona

(p. ex., Solucortef, Flebocortid); êste último pode ser dado diretamente na veia, nos casos mais graves. Se o paciente estiver muito caído, prostrado, convém dar um estimulante, tal como coramina com cafeína, também respeitando sempre as instruções da bula. Na falta de remédio, café forte e quente.

As pessoas que já tenham sofrido picadas múltiplas, ou que revelem hipersensibilidade a picadas de insetos em geral, devem aconselhar-se com um médico, a fim de estarem sempre preparadas para qualquer emergência.

Nenhum medicamento deve ser dado sem cuidadoso estudo da bula.

16. 9. 3. Pequenos curativos. Água oxigenada para lavar, sulfa em pó ou pomada de Lassar para dominar infecções superficiais e gaze e esparadrapo para cobrir. Banhos de sol ajudam muito. Para queimaduras há numerosas boas pomadas no mercado.

16.9.4. Prevenção de malária. O esquema presentemente adotado consiste em tomar um comprimido de Plaquinol ou Aralen, 2 vêzes por semana (segunda e quinta-feira, p. ex.). Deve-se começar o tratamento preventivo de 15 dias a 1 mês antes da viagem e continuá-lo por 1 mês depois dela.

16.9.5. Disenterias. Apesar da difundida crença em contrá rio, que leva nossos colegas estrangeiros a consideráveis consumos de água mineral, as disenterias que se apanham no interior são raras, pouco graves e fáceis de tratar. São pràticamente sempre de origem bacteriana, sendo uma tolice a preocupação com amebíase. Há sulfas não absorvíveis pelo intestino (sulfatalidina e ftalil-sulfatiazol) que, tomadas em doses maciças, dominam qualquer diarréia no início (1.a a 2.a vez).

16.9.6. Moléstias infecciosas. Qualquer febre alta persistente indica a imediata retirada do doente para zona com recursos médicos. Para baixar a febre e melhorar os sintomas subjetivos pode-se usar sem perigo Novalgina, pela bula. Não se recomenda o uso de antibióticos por leigos.

16.9.7. Gripes e resfriados. Não têm tratamento. Apenas aspirina (1 grama cada 4 horas) para baixar a febre e melhorar o mal-estar. No mais, paciência. Aliás, são raros no mato; devido à ausência de reservatórios de vírus, pode-se tomar chuva à vontade e secar a roupa no corpo, sem nenhum inconveniente.

16.9.8. Esquistossomose e moléstia de Chagas. Estas duas gravíssimas moléstias espreitam o naturalista, que deve estar sempre alerta.

A moléstia de Chagas é causada por um protozoário (tripanosoma), transmitido por um hemíptero (percevejo) chupador de sangue, o "barbeiro" ou "chupança". Êste vive em rachas em paredes de pau-a-pique, taipa, ou mesmo tijolos, quando mal conservados, e pica à noite. Deve-se evitar, portanto o pernoite nesse tipo de casas.

A esquistossomose, ou "chistosa", é produzida por um verme que se aloja na circulação hepática. As larvas que infestam o homem desenvolvem-se dentro de caramujos da família Planorbidae; quando estão no ponto de infestar, abandonam o caramujo e ficam nadando, procurando o hospedeiro definitivo, através de cuja pele penetram. Em certas lagoas as larvas são tão numerosas que a sua penetração produz um comichão, donde o nome "lagoas de coceira". Deve-se evitar contacto da pele com águas em que se saiba ou se desconfie existirem caramujos culposos.

Sempre que se chegar a uma região desconhecida, é conveniente conversar com médicos, especialmente do serviço público, sôbre as condições sanitárias gerais da zona e focos conhecidos de moléstias.

16.9.9. Arborviroses. Na Amazônia com certeza, e provàvelmente em outras regiões florestadas do país, há numerosos vírus, transmitidos por mosquitos e motucas, que atacam o sistema nervoso. Os sintomas são: dor de cabeça, pêso na nuca, dôres articulares e musculares, difusas, mal caracterizadas, que mudam de lugar. Geralmente não são afecções graves, e acabam sarando. O tratamento é 1 grama de aspirina cada 4 horas. Se demorar muito a melhorar, sair da zona e procurar médico.

17. EXPEDIÇÃO DE MATERIAL

Uma das maiores dificuldades com que luta o zoólogo brasileiro é a péssima qualidade dos nossos correios. Não podemos, porém, evadir-nos à necessidade de mandar exemplares para identificação ou permuta. Vamos, por isso, indicar os procedimentos que a experiência indica. O assunto será dividido em: a) via de transporte; b) acondicionamento; c) rotulagem do pacote; d) normas postais.

17.1. VIA DE TRANSPORTE

Dependendo do custo, deve-se preferir, dentro do país: a) encomenda aérea; b) encomenda ou carga por caminhão. Departamento dos Correios e Telégrafos só em último caso.

17.2. ACONDICIONAMENTO

O material que se manda pode ser a sêco ou em líquido, grande ou pequeno.

17.2.1. Material sêco volumoso: mamíferos, aves, material esquelético em geral. Deve ser embalado de maneira a passar pelo mais brutal tratamento (que com absoluta certeza terá) sem nada sofrer. Cada exemplar deve ser individualmente embrulhado, colocando-se o rótulo de forma a não se rasgar. Mesmo que o transporte seja aéreo, usar uma caixa de madeira, que não precisa ser grossa nem pesada. Por exemplo, compensado de 3 ou 5 cm, com arestas de sarrafinhos um pouco mais fortes. Peles de aves e mamíferos não necessitam ser calçados, mas material sujeito a quebra (esqueletos) deve ir protegido O ideal é uma atmosfera de palha de arroz, mas serragem, papel embolado, etc., podem servir.

As dimensões das caixas variam de acôrdo com o veículo de transporte. Se êste fôr rodoviário, ferroviário ou (em último

caso) marítimo, caixas grandes e fortes são melhores. Por avião, a melhor via, quando financeiramente praticável, é melhor repartir em caixas menores, que possam ser carregadas na mão (até 10 quilos).

17.2.2. Material sêco pequeno. Conchas, esqueletos pequenos, etc., são idealmente transportados por via aérea, em caixas leves de madeira, cada exemplar cuidadosamente embrulhado em papel (preferívelmente de sêda), e a caixa bem calçada por dentro com papel.

17.2.3. Material volumoso em via úmida. Trata-se êsse material da mesma maneira como se estivesse vindo do campo em latas do tamanho necessário, soldadas. Protegem-se as latas com madeira (caixotes ou engradados) para o transporte.

17.2.4. Material pequeno em via úmida. Cada exemplar (ou grupo de exemplares) deve ser embrulhado em pano ensopado de líquido conservador (álcool ou formol). Os pacotes de pano são postos em sacos de plástico (preferívelmente 2, um dentro do outro) e êstes em latas de tamanho adequado. A bôca dos sacos plásticos, deve ser fechada com um nó cego.

17. 2. 5. Material em tubos. Às vêzes o material em via úmida tem que ser expedido em tubinhos ou vidros pequenos. As caixas devem ser pequenas, de madeira, e os tubos bem calçados. Devem ser também individualmente embrulhados, para que eventuais quebras não misturem o material. Em vez de caixas podem-se usar latinhas de tamanho adequado, pois o álcool de tubos quebrados não vaza para fora.

17.2.6. Insetos. Os insetos montados são espetados em uma caixinha de madeira leve e resistente, com fundo de pita ou de cortiça (plástico não serve, pois os alfinêtes se desprendem durante o transporte). Uma vez espetados todos os exemplares, coloca-se por cima dos alfinêtes uma tampa de papelão grosso, e uma camada de algodão suficiente para manter o papelão firme ao se fechar a caixa. O fundo dessa caixa deve conter uma quantidade de desinfetante (paraformaldeído ou naftalina em pó). Fechada a caixa, fixa-se a tampa com fita adesiva ou esparadrapo. Essa caixinha de madeira, inteiramente cercada de serragem, papel picado ou palha, vai dentro de uma outra, de papelão grosso. Na falta de uma caixa adequada de papelão, faz-se uma espécie de "travesseiro" de papel forte, recheado de palha. Amarra-se fortemente, antes de embrulhar em definitivo.

17.2.7. Material vivo. Não é fácil o envio de material vivo no Brasil. Depende muito de boa vontade e cooperação das empresas de aviação. Nos diversos capítulos são dadas indicações sôbre as condições de sobrevivência dos animais em transporte. Quando viajam desacompanhados, os recipientes devem ser acondicionados de forma a: a) proteger os animais contra choques, dessecamento e variações de temperatura; b) não deixá-los escapar; c) evitar que escapem líquidos ou detritos.

17.3. TAMANHO E PÊSO DOS PACOTES

Convém sempre procurar préviamente a emprêsa de transporte ou a agência do Correio, para averiguar com certeza os limites de pêso e tamanho dos pacotes.

17.4. ROTULAGEM DOS PACOTES

17.4.1. Enderêço. O enderêço deve ser completo, explícito e escrito com capricho, para evitar demoras e entregas errôneas. No caso de animais vivos é indispensável, e nos outros desejável, que se dê o telefone do destinatário, a fim de que êste seja avisado imediatamente da chegada do material e possa providenciar.

17.4.2. Indicação do conteúdo. Deve-se indicar de maneira bem conspícua: "Material científico para estudo. Sem valor comercial".

17.4.3. Frágil. Repetir em vários lados do pacote que o material é frágil e deve ser manuseado com cuidado. Algum dia talvez isso venha a adiantar.

18. INSTITUIÇÕES ZOOLÓGICAS BRASILEIRAS

Todo o amador de zoologia deve entrar em contacto, o mais íntimo que possa, com uma instituição oficial. A conversa com profissionais, o uso orientado da biblioteca e das coleções, muito farão para melhorar o seu nível. A instituição se beneficiará com material que lhe traga e com a experiência que adquira no grupo de seu maior interêsse.

Todo amador é bem recebido pelo zoólogo profissional, desde que não tenha idéias exageradas e egoistas sôbre o valor de sua coleção pessoal. O mundo é grande, a ciência ainda é maior, todos nós passamos depressa e o mais que podemos fazer é muito pouco.

O Departamento de Zoologia da Secretaria da Agricultura de São Paulo (Caixa Postal 7172, Av. Nazareth 481) está às ordens de quem o procure, por carta ou pessoalmente, para elucidar qualquer problema zoológico. Naturalmente, espera também lucrar um pouco, na média, recebendo materiais para suas coleções. Mas aconselha cada interessado que o possa fazer a entrar em contacto pessoal com uma instituição na sua cidade de residência ou perto.

Damos a seguir uma lista das principais instituições brasileiras onde se pesquisa sôbre animais terrestres e de água doce. Quando o único dado é o nome e endereço da instituição, isto quer dizer que seu campo de ação é amplo, e qualquer problema zoológico poderá ser atendido. Se uma ou mais especialidades forem citadas entre parênteses, quer dizer que só há especialistas nesses campos.

Pedimos aos colegas de instituições citadas errôneamente ou omitidas que nos perdoem e comuniquem a inadvertência.

AMAZONAS

Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA)
Rua Guilherme Moreira 116
Caixa Postal 478
Manaus, Am

(Entomologia)

PARÁ

Museu Paraense "Emilio Goeldi"
Avenida Independência 364
Caixa Postal 399
Belém, Pa

ESPÍRITO SANTO

Museu de Biologia "Professor Mello-Leitão"
Santa Teresa, ES

(Aves)

RIO DE JANEIRO

Cadeira de Zoologia Agrícola
Escola Nacional de Agronomia
Universidade Rural
Km 47 da antiga rodovia Rio-São Paulo
Via Campo Grande, GB

Cadeira de Zoologia Médica e Parasitologia
Escola Nacional de Veterinária
Universidade Rural
Km 47 da antiga Rodovia Rio-São Paulo
Via Campo Grande, GB

(Entomologia)

GUANABARA

Museu Nacional
Quinta da Boa Vista
Rio de Janeiro, Gb

Instituto Oswaldo Cruz
Caixa Postal 926
Rio de Janeiro, Gb

(Entomologia, Helmintologia, Moluscos)

SÃO PAULO

Departamento de Zoologia da Secretaria da Agricultura
Avenida Nazareth 481
Caixa Postal 7172
São Paulo, SP

Instituto Butantan
Caixa Postal 65
São Paulo, SP

(*Serpentes. Aracnídeos*)

Departamento de Zoologia da Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras da Universidade de São Paulo
Cidade Universitária "Armando de Salles Oliveira"
Caixa Postal 11.230
São Paulo, SP

Cadeira de Parasitologia
Faculdade de Higiene e Saúde Pública da Universidade de São Paulo
Avenida Dr. Arnaldo
São Paulo, SP

(*Entomologia*)

Instituto Biológico
Avenida Conselheiro Rodrigues Alves 1252
Caixa Postal 4185
São Paulo, SP

(*Entomologia. Acarologia*)

Cadeira de Zoologia
Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras
Rio Claro, SP

(*Entomologia*)

Cadeira de Zoologia
Faculdade de Ciências Médicas e Biológicas
Botucatu, SP

(*Entomologia*)

Cadeira de Zoologia
Escola Superior de Agronomia "Luiz de Queiroz"
Piracicaba, SP

(*Entomologia*)

Instituto de Genética
Faculdade de Medicina de Ribeirão Prêto
Ribeirão Prêto, SP

(Entomologia)

Cadeira de Parasitologia
Faculdade de Medicina de Ribeirão Prêto
Ribeirão Prêto, SP

(Entomologia. Helmintologia)

Cadeira de Zoologia
Faculdade de Filosofia, Ciências e Letras de São José do Rio Prêto
R. General Glicério
São José do Rio Prêto, SP

PARANÁ

Cadeira de Zoologia
Faculdade de Filosofia da Universidade do Paraná
Rua General Carneiro 460, 9.º andar
Curitiba, Pr

RIO GRANDE DO SUL

Museu Riograndense de Ciências Naturais
Av. Mauá, 1855
Caixa Postal 1188
Pôrto Alegre, RS

Museu Anchieta
Av. Nilo Peçanha, 1521
Caixa Postal 358
Pôrto Alegre, RS

Faculdade de Filosofia
Praça João Pessoa 35
São Leopoldo, RS

Instituto de Ciências Naturais da Universidade do Rio Grande do Sul
Avenida Paulo Gama
Pôrto Alegre, RS

MINAS GERAIS

Instituto Nacional de Endemias Rurais
Rua Ausgusto de Lima 1715
Caixa Postal 2113
Belo Horizonte, MG

(*Moluscos*)

Instituto de Biologia da Faculdade de Filosofia de Minas Gerais
Caixa Postal 253
Belo Horizonte, MG